

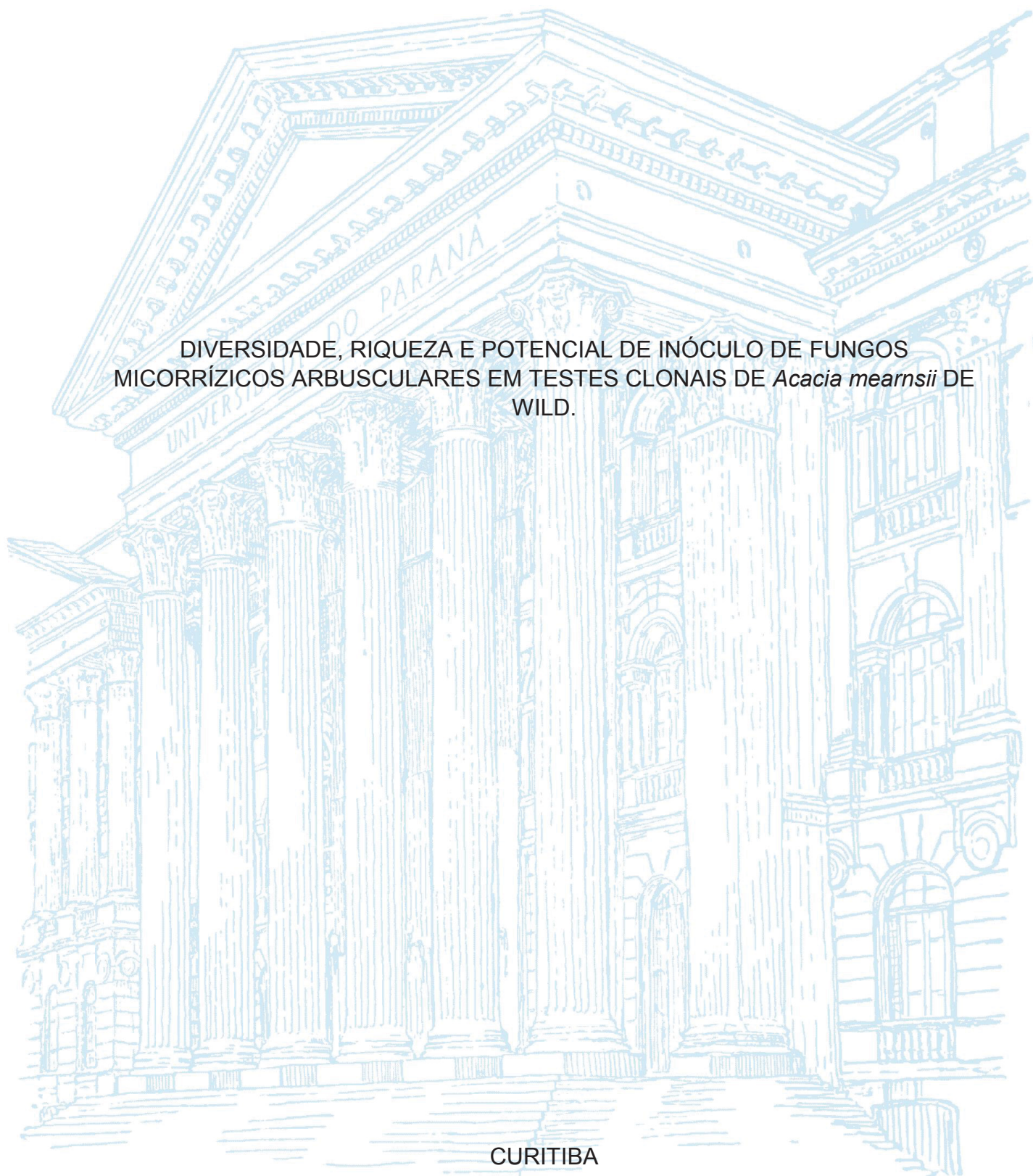
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

ETIENNE WINAGRASKI

DIVERSIDADE, RIQUEZA E POTENCIAL DE INÓCULO DE FUNGOS
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM TESTES CLONAIIS DE *Acacia mearnsii* DE
WILD.

CURITIBA

2018



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

ETIENNE WINAGRASKI

DIVERSIDADE, RIQUEZA E POTENCIAL DE INÓCULO DE FUNGOS
MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM TESTES CLONAIIS DE *Acacia mearnsii* DE
WILD.

Tese apresentada ao curso de Pós-Graduação em Engenharia Florestal, Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, como requisito parcial a obtenção do título de Doutora em Engenharia Florestal.

Orientador: Prof. Dr. Celso Garcia Auer
Coorientador: Prof. Dr. Antonio Rioyei Higa
Coorientadora: Prof^a. Dr^a. Glaciela Kaschuk

CURITIBA
2018

Ficha catalográfica elaborada pela
Biblioteca de Ciências Florestais e da Madeira - UFPR

Winagraski, Etienne

Diversidade, riqueza e potencial de inóculo de fungos micorrízicos
arbusculares em testes clonais de *Acacia mearnsii* De Wild. / Etienne
Winagraski. – Curitiba, 2018.

115 f. : il.

Orientador: Prof. Dr. Celso Garcia Auer

Coorientadores: Prof. Dr. Antonio Rioyei Higa

Profa. Dra. Glaciela Kaschuk

Tese (Doutorado) - Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências
Agrárias, Programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal. Defesa:
Curitiba, 25/09/2018.

Área de concentração: Silvicultura.

1. Inoculação. 2. Fungos. 3. Acácia. 4. Clonagem. 5. Teses. I. Auer,
Celso Garcia. II. Higa, Antonio Rioyei. III. Kaschuk, Glaciela. IV.
Universidade Federal do Paraná, Setor de Ciências Agrárias. V. Título.

CDD – 634.9

CDU – 634.0.232.32



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
SETOR SETOR DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO ENGENHARIA
FLORESTAL

TERMO DE APROVAÇÃO

Os membros da Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação em ENGENHARIA FLORESTAL da Universidade Federal do Paraná foram convocados para realizar a arguição da tese de Doutorado de ETIENNE WINAGRASKI intitulada: DIVERSIDADE, RIQUEZA E POTENCIAL DE INÓCULO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM TESTES CLONAIS DE *Acacia mearnsii* De Wild, após terem inquirido a autora e realizado a avaliação do trabalho, são de parecer pela sua APROVAÇÃO no rito de defesa.

A outorga do título de doutor está sujeita à homologação pelo colegiado, ao atendimento de todas as indicações e correções solicitadas pela banca e ao pleno atendimento das demandas regimentais do Programa de Pós-Graduação.

Curitiba, 25 de Setembro de 2018.

CELSO GARCIA AUER
Presidente da Banca Examinadora

KRISLE DA SILVA
Avaliador Externo

SANDRA REGINA CABEL
Avaliador Externo

GIOVANA BOMFIM DE ALCANTARA
Avaliador Interno

ALESSANDRO CAMARGO ANGELO
Avaliador Interno

Aos meu pais,
Aos meus irmãos,
A minha sobrinha Maria Clara,
Aos que me guiaram, apoiaram e ajudaram (de alguma forma)

DEDICO

AGRADECIMENTO

A Deus que em cada desafio mostrou que com um pouco de paciência e fé, eu poderia vencer. E a todos que Ele colocou no meu caminho durante esse processo.

Ao meu orientador Dr. Celso Garcia Auer, por aceitar esse desafio comigo, pelo apoio, pelo incentivo, conselhos e confiança depositada.

A minha coorientadora Dra. Glaciela Kaschuk, pela disponibilidade, pelo incentivo, pela paciência, pelos conselhos, incentivo e amizade, pelas sugestões no decorrer do trabalho e sugestões. Por aceitar a participar deste trabalho mesmo no andamento do projeto.

Ao meu coorientador Dr. Antonio Rioyei Higa, pela oportunidade de trabalho, pelo apoio, conselhos, sugestões, incentivo e amizade. À professora Dra. Luciana D. Silva, pelo apoio e viabilização da área experimental dentro do projeto acácia negra junto à TANAGRO.

A TANAGRO pelo apoio e incentivo ao projeto, nos nomes dos engenheiros Marcos Behling, Eduardo Londero e do técnico Herick Rodrigues pela disponibilidade e colaboração.

Ao programa de Pós-Graduação em Engenharia Florestal (UFPR) e ao programa de Pós-Graduação em Ciência do Solo (UFPR)

Ao departamento de Solos e Engenharia Agrícola (UFPR) pela disponibilização dos laboratórios de biologia do solo, biogeoquímica, fertilidade e física do solo. Aos laboratoristas Heila Araújo, Fabiana Gavelaki, Carla Gomes Albuquerque, Josianne Meyer e Maria Aparecida de Carvalho Santos.

Ao departamento de Fitotecnia (UFPR) pela disponibilização do laboratório de Fitotecnia. A laboradora Maria Emília Kudla.

Ao pesquisador Fritz Oehl (Agroscope/UFPE) pelas contribuições na identificação de fungos micorrízicos. Ao pesquisador Sidney Luiz Stürmer (FURB) pelos conselhos e contribuições na classificação taxonômica de fungos micorrízicos.

Ao laboratório de microbiologia do solo (ESALQ) e a professora Elke J. B. N. Cardoso pela disponibilidade. A laboradora Denise Mescolotti, pelo treinamento, amizade, paciência e conselhos.

A Embrapa Florestas pela disponibilização dos laboratórios de Patologia Florestal e Microbiologia do solo. Aos técnicos Davi Veiga, Caroline Bühner e Anne Elise Previdi Dotaf. Ao pesquisador Sergio Gaiad pelo treinamento com fungos

micorrízicos e colaborações na pré defesa. A pesquisadora Krisle da Silva pela disponibilidade e colaborações na qualificação e na pré defesa. Aos colegas de laboratório Ana Lúcia Moura, Edson Mazarotto, Flávia Santos, Izabela Domingues Soares Miranda, Izabela Duin, Nicolas Manarim de Brito, Tiago Miguel Jarek, pelos risos, amizades e conselhos.

Ao pesquisador Edilson Batista de Oliveira pelo auxílio nas análises estatísticas. Ao pesquisador Ivar Wendling pelo auxílio no momento da instalação do ensaio no viveiro e na casa de vegetação.

Ao laboratório de melhoramento genético florestal (UFPR), pela troca de companheirismo e amizade. Em especial a Angela Ikeda, Carmen Ceccon, Vanessa Ishibashi, Paulo Cesar Flores Junior, Yasmin Imparato Maximo, Miguel Pesch Tramontini, Karina Vanelli Koguta e Camile Moreira Ormianin.

Ao grupo de Qualidade do solo comandado pela professora Fabiane Vezzani, pelos conselhos e reuniões realizadas. Foi fundamental para o desenvolvimento de discussões desse trabalho.

Aos estagiários que auxiliaram o desenvolvimento deste trabalho: Marilise Cristine Morona e Sabrina Falco Lin.

Aos fantásticos amigos que o Laboratório de Microbiologia do Solo (UFPR) proporcionou: Aline Fachin Martini, Jéssica Pereira de Souza, Jéssica Cavalcante, Tatiane Suzin Lazeris, que, além de colegas de trabalho, foram amigas, apoiando nos momentos alegres e tristes. Muito obrigada pelas risadas. Agradeço também a Dione Aguiar, Carlos Vilcatoma Medina, Kayo e Gustavo.

Ao Pedro, quem diria que teríamos esta amizade no final. Valeu pelos conselhos, risos.

A Elaine Vivian pela longa amizade, pelo apoio, pelos risos, pela confiança.

A minha maravilhosa família! Ao meu irmão Philippe Winagraski, que me ensinou tanto! E nos piores e melhores momentos esteve disposto a me auxiliar. A minha mãe Mara Cecília Klinguelfus Winagraski e meu pai Celso Winagraski, me lembraram da coragem de seguir e continuar lutando. E ao meu mano Diego Winagraski que, junto com a Laryssa Abiorana Winagraski e minha sobrinha Maria Clara Abiorana Winagraski, que me davam forças para seguir.

Agradeço muito a Glaciela e a amiga Mara Sousa por me mostrarem a importância da saúde mental durante o doutorado. A partir delas conheci a Doutora Wilza Brosig que me auxiliou nesse caminho. Meu muito obrigada por estar juntos

comigo nesta caminhada, foi fundamental para o desenvolvimento deste trabalho. Agradeço ainda ao amigo Paulo Brosig pelo apoio e ensinamentos.

Todos foram fundamentais para o desenvolvimento desse trabalho. Muito obrigada.

“Segue teu destino...
Rega as tuas plantas;
Ama as tuas rosas.
O resto é a sombra de árvores alheias”
Fernando Pessoa

RESUMO

Monoculturas florestais são importantes para o desenvolvimento regional, permitindo uma fonte de renda, direta e indireta, para populações locais. Destaca-se a produção da espécie florestal *Acacia mearnsii*, importante fonte de renda no Rio Grande do Sul. Sabe-se que monoculturas florestais podem causar impactos, principalmente na microbiota do solo. Entre estes microrganismos destaca-se os fungos micorrízicos arbusculares - FMAs. FMAs são essenciais para o desenvolvimento de espécies vegetais florestais, permitindo benefícios para a planta. O objetivo deste trabalho foi avaliar o estado da arte da riqueza de FMAs no Brasil, e avaliar o impacto que a *A. mearnsii* pode causar na riqueza de espécies de FMAs. Para tanto foi realizado no capítulo 1 a identificação da riqueza de espécies nos diversos ecossistemas florestais brasileiros através de uma revisão. Estes solos foram dispostos em dois experimentos. No primeiro experimento avaliamos o impacto de monoculturas de *A. mearnsii* na riqueza de FMAs. O solo foi disposto em viveiro em um ensaio com plantas armadilhas. O ensaio foi instalado em fatorial: 2 municípios (Cristal x Jaguarão) x 3 áreas (reflorestamento x campo x nativa) x 2 hospedeiros (*A. mearnsii* x *Brachiaria brizantha*), disposto em blocos ao acaso com 4 repetições. No segundo experimento, avaliamos o potencial que cada área possuía em realizar a simbiose micorrízica. Este ensaio foi instalado em fatorial: 2 municípios (Cristal x Jaguarão) x 3 áreas (teste clonal x campo nativo x floresta nativa secundária) x 2 diluições do solo (100 e 10%), instalado em blocos ao acaso com 4 repetições. Na revisão de literatura observamos 164 espécies de FMAs, e que a riqueza de espécies de FMAs podem estar associadas com as características do meio e da planta hospedeira. Também observamos que há espécies de FMAs que podem ser classificadas como amplilocadas, conforme a localização das mesmas nos biomas brasileiros. Nos solos avaliados do Rio Grande do Sul, observamos 33 FMAs. Ao avaliar a riqueza de espécies nas áreas estudadas, a *A. mearnsii* estimulou a densidade de esporos em proporção similar as outras áreas. As características do solo não explicaram o potencial de inóculo das áreas estudadas, e os mesmos não apresentaram diferença significativa, inferindo que as seis áreas estudadas são capazes de realizar simbiose numa mesma proporção. Este trabalho sugeriu que *B. brizantha* pode ser usado como planta hospedeira podendo ser indicada como multiplicadora in situ de FMA no solo. *Claroideoglomus etunicatum* e o *Rhizoglosum clarum* podem ser considerados potenciais inoculantes para a acácia negra. Por fim, esta pesquisa pode ser um dos pontos de partida para o desenvolvimento de um sistema de produção sustentável de acácia negra, com base em alterações biológicas.

Palavras-chave: Associações simbióticas, diversidade, ecologia microbiana, simbiose micorrízica, silvicultura.

ABSTRACT

Forest monocultures are important for regional development, allowing a direct and indirect source of income for local populations. The production of the forest species *Acacia mearnsii*, an important source of income in Rio Grande do Sul, stands out. It is known that forest monocultures can cause impacts, mainly on the soil microbiota. Among these microorganisms, arbuscular mycorrhizal fungi - AMFs stand out. AMFs are essential for the development of forest plant species, allowing benefits for the plant. The objective of this work was to evaluate the state of the art of the richness of AMFs in Brazil, and to evaluate the impact that *A. mearnsii* can cause in the richness of species of AMFs. In chapter 1 a bibliographic review was carried out to identify the richness of species in the different Brazilian forest ecosystems. In chapter 2, soils from two municipalities (Jaguarão/RS and Cristal/RS) were collected from *A. mearnsii* clonal test areas, native field and secondary forest, all located close to the clonal test areas. These soils were arranged in two experiments. In the first experiment, we evaluated the impact of *A. mearnsii* monocultures on AMFs richness. The soil was arranged in a nursery in a trial with trap plants. The assay was installed in factorial: 2 municipalities (Cristal x Jaguarão) x 3 areas (reforestation x field x native) x 2 hosts (*A. mearnsii* x *Brachiaria brizantha*), arranged in random blocks with 4 replications. In the second experiment, we evaluated the potential that each area had in performing mycorrhizal symbiosis. This test was installed in factorial: 2 municipalities (Cristal x Jaguarão) x 3 areas (clonal test x native field x secondary native forest) x 2 soil dilutions (100 and 10%), installed in random blocks with 4 replications. In the literature review, we observed that of the 164 species of AMFs and that species richness may be associated with the characteristics of the environment and the host plant. We also observed that there are species of AMFs that can be classified as amplilocated, according to their location in Brazilian biomes. In the soils analyzed in Rio Grande do Sul, we observed 33 AMFs. When evaluating the species richness in the studied areas, *A. mearnsii* stimulated the spore density in a similar proportion to the other areas. The characteristics of the soil did not explain the inoculum potential of the studied areas, and they did not show any significant difference, inferring that the six studied areas are capable of performing symbiosis in the same proportion. Finally, this research can be one of the starting points for the development of a sustainable production system of black wattle, based on biological changes.

Keywords: Diversity, microbial ecology, mycorrhizal symbiosis, silviculture, symbiotic associations.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

FIGURA 1 – LOCALIZAÇÃO DOS TESTES CLONAIS NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS, (FAZENDA OURO VERDE), E JAGUARÃO/RS, (FAZENDA DUAS FIGUEIRAS)	61
FIGURA 2 – DETALHE DO TESTE CLONAL NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS (A) E JAGUARÃO/RS (B)	62
FIGURA 3 – DETALHE DA FLORESTA NATIVA SECUNDÁRIA NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS (A) E JAGUARÃO/RS (B).	62
FIGURA 4 – DETALHE DO CAMPO NATIVO NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS (A) E JAGUARÃO/RS (B) RESPECTIVAMENTE.	63
FIGURA 5 – FREQUÊNCIA RELATIVA TOTAL DOS FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (BARRAS PRETAS) E A MÉDIA (BARRA BRANCA) COM DESVIO PADRÃO LEVANTADAS NAS 48 AMOSTRAS DE CULTURA ARMADILHA COM BRAQUIÁRIA E ACÁCIA-NEGRA OBTIDAS EM VIVEIRO	73
FIGURA 6 - ESPÉCIES DE FMAS OBSERVADOS NAS COBERTURAS VEGETAIS DAS ÁREAS DE TESTE CLONAL, FLORESTA NATIVA	74
FIGURA 7 - RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMA NAS COBERTURAS VEGETAIS DAS ÁREAS DE TESTE CLONAL, FLORESTA NATIVA SECUNDÁRIA E CAMPO NATIVO EM CRISTAL/RS E JAGUARÃO/RS SECUNDÁRIA E CAMPO NATIVO EM CRISTAL/RS E JAGUARÃO/RS	75
FIGURA 8 – ANÁLISE DE REDUNDÂNCIA ENTRE AS ESPÉCIES DE FMA, ATRIBUTOS QUÍMICOS DO SOLO E TEXTURA DO SOLO NAS COBERTURAS VEGETAIS, NO MUNICÍPIO DE JAGUARÃO/RS	81
FIGURA 9 – ANÁLISE DE REDUNDÂNCIA ENTRE AS ESPÉCIES DE FMA, ATRIBUTOS QUÍMICOS DO SOLO E TEXTURA DO SOLO NO MUNICÍPIO DE CRISTAL	82

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – ESPÉCIES DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES ASSOCIADOS A HOSPEDEIRO FLORESTAL EM ECOSSISTEMAS FLORESTAIS NO TERRITÓRIO BRASILEIRO (JANEIRO DE 1997 ATÉ AGOSTO DE 2018)	28
TABELA 2 – DIVERSIDADE TAXONÔMICA DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES ASSOCIADOS A SUCESSÕES ECOLÓGICAS FLORESTAIS NO TERRITÓRIO BRASILEIRO (JANEIRO DE 1997 ATÉ AGOSTO DE 2018)	38
TABELA 3– TRATAMENTOS UTILIZADOS NO ENSAIO EM VIVEIRO	64
TABELA 4 – NÚMERO DE ESPOROS / 50 G DE SOLO PARA ECOSSISTEMAS (FLORESTA SECUNDÁRIA NATIVA, CAMPO NATIVO E TESTE CLONAL DE ACÁCIA-NEGRA) EM RELAÇÃO AO LOCAL (CRISTAL E JAGUARÃO) E A ESPÉCIE HOSPEDEIRA	68
TABELA 5 - RIQUEZA DE ESPÉCIES ACUMULADA* A PARTIR DE CULTURA-ARMADILHA COM BRAQUIÁRIA E ACÁCIA-NEGRA NAS COBERTURAS VEGETAIS DE TESTE CLONAL DE ACÁCIA-NEGRA, CAMPO NATIVO E FLORESTA NATIVA SECUNDÁRIA NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS E JAGUARÃO/RS	68
TABELA 6 – ÍNDICE DE SIMILARIDADE (SÖRENSEN) DE RIQUEZA DE FMAS ENTRE AS ÁREAS ESTUDADAS	; 69
TABELA 7 - RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMAS EM 50 G DE SOLO DE CULTURA-ARMADILHA COM HOSPEDEIROS BRAQUIÁRIA (B) E ACÁCIA-NEGRA (A) NAS ÁREAS DE TESTE CLONAL DE ACÁCIA-NEGRA, CAMPO E NATIVA SECUNDÁRIA NOS MUNICÍPIOS DE JAGUARÃO/RS E CRISTAL/RS	72
TABELA 8 – DENSIDADE DE ESPOROS ENTRE OS HOSPEDEIROS ACACIA <i>MEARNSII</i> E <i>BRACHIARIA BRIZANTHA</i>	77
TABELA 9 – RIQUEZA DE ESPÉCIES OBSERVADAS UTILIZANDO AS PLANTAS HOSPEDEIRAS <i>BRACHIARIA BRIZANTHA</i> E <i>ACACIA MEARNSII</i> ...	77
TABELA 10 - ATRIBUTOS QUÍMICOS E TEXTURAIS DOS SOLOS OBTIDOS EM ÁREAS NATIVA, DE CAMPO E DE REFLORESTAMENTO DE <i>ACACIA MEARNSII</i> EM CRISTAL /RS E JAGUARÃO/RS	79

TABELA 11. PORCENTAGEM DE COLONIZAÇÃO MÉDIA MICORRÍZICA EM ÁREAS NATIVA, DE CAMPO E DE REFLORESTAMENTO DE <i>ACACIA MEARNSII</i> , E ANÁLISE DE VARIÂNCIA EM CRISTAL /RS E JAGUARÃO/RS	84
TABELA 12 – CORRELAÇÃO DE PEARSON ENTRE O POTENCIAL DE INOCULO E OS ATRIBUTOS QUÍMICOS E TEXTURAIS DAS ÁREAS ESTUDADAS	86

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO.....	16
1. 1 OBJETIVO	18
1. 2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	18
REFERÊNCIAS	19
CAPITULO 1 - FMAS EM ECOSSISTEMAS FLORESTAIS NO BRASIL: REVISÃO	21
RESUMO	21
ABSTRACT	21
1 INTRODUÇÃO	22
2 MATERIAL E MÉTODOS	24
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	25
3. 1 OCORRÊNCIA DE FMAS E RELAÇÃO MICORRÍZICA COM AS PLANTAS	26
3. 2 SUCESSÕES FLORESTAIS	36
3. 3 POTENCIAL DE FMAS EM FLORESTAS COMERCIAIS	41
4 CONCLUSÕES	43
REFERÊNCIAS	44
CAPITULO 2 – RIQUEZA E POTENCIAL DE INOCULO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM TESTES CLONAIIS DE ACACIA MEARNSII NO RIO GRANDE DO SUL.....	56
RESUMO	56
ABSTRACT	57
1 INTRODUÇÃO	58
2 MATERIAL E MÉTODOS	60
2.1 CARACTERIZAÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO	60
2.2 EXPERIMENTO 1: CULTURAS ARMADILHAS	63
2.2.1 EXTRAÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE ESPOROS	64
2.2.2 ANÁLISES FÍSICAS E QUÍMICAS DO SOLO	65
2.2.3 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	65
2.3 EXPERIMENTO 2: POTENCIAL DE INÓCULO	66
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	67
3.1 OS TESTES CLONAIIS DE <i>A. MEARNSII</i> AFETAM A DENSIDADE DE ESPOROS E A RIQUEZA DE FMAS EM RELAÇÃO A OUTRAS ÁREAS?	67

3. 2 O USO DE DIFERENTES HOSPEDEIROS EM CULTURA ARMADILHA ALTERA A RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMAS?	77
3. 3 RIQUEZA DE FMAS E OS ATRIBUTOS QUÍMICOS E TEXTURA DO SOLO	78
3.4 POTENCIAL DE INOCULO	84
4 CONCLUSÃO	86
REFERÊNCIAS	87
RECOMENDAÇÕES FINAIS	93
REFERÊNCIAS GERAIS	94
ANEXO 1	111

1 INTRODUÇÃO

A acácia-negra (*Acacia mearnsii* De Wild) é uma das principais espécies silviculturais na região do Sul do Brasil, com principal destaque para o estado do Rio Grande do Sul. *A. mearnsii* tem seu nome comum brasileiro acácia-negra, pertence a família Fabaceae e sub-ordem Mimosoideae (QUOIRIN et al., 2001). Foi introduzida no Brasil no ano de 1918 (CALDEIRA et al., 2001). É utilizada para obtenção do tanino e produção de madeira para uso em carpintaria e construções rústicas (LORENZI et al., 2000), podendo o lenho da planta ser utilizado para a produção de celulose, papel, carvão e energia (CALDEIRA et al., 2001).

Esta espécie florestal é leguminosa, importante para uso em recuperação de áreas degradadas (FARIA et al., 1996), sendo também apta a se desenvolver em solos com baixa fertilidade como Neossolo (MELLO, 2006).

As micorrizas são encontradas em diferentes tipos de solo e vegetação. Cerca de 90 % das plantas superiores existentes no planeta formam micorrizas (SOUZA et al., 2003). Estes fungos maximizam a absorção de água e nutrientes, como o P, N e K. A simbiose garante tolerância ao estresse hídrico, à acidez, às temperaturas altas e à toxidez do solo. As associações micorrízicas podem variar de acordo com práticas de manejo de mudas, temperatura, umidade, matéria orgânica, nutrientes, pH e aeração do solo (BELLEI; CARVALHO, 1992; SOUZA et al., 2003).

A aplicação de fungos micorrízicos visando uma melhoria na eficiência simbiótica permite a melhor utilização de sítios florestais com delimitações, podendo ser um instrumento para o melhoramento da planta (SILVA et al., 2005).

Os fungos micorrízicos permitem aumento na relação de crescimento da planta com nutrientes que possuem baixa mobilidade e se movem por difusão (MARSCHNER, 1995), como no caso de P, Zn, Cu e N quando em forma de amônio - visto esse ser menos móvel que o N em forma de nitrato (GEORGE et al., 1992). A absorção destes nutrientes ocorrerá pela atuação de hifas e rizomorfos (VAN TICHELEN et al., 2001). Este tipo de simbiose fungo-hospedeiro também apresenta relação entre a taxa de fotossíntese (HARLEY; SMITH, 1983)

A partir da hipótese que *Acacia mearnsii* traz impactos sobre a estabilidade microbiológica do solo e origina uma nova comunidade de FMAs, o objetivo deste trabalho foi avaliar a riqueza de espécies de FMAs no Brasil, identificar o impacto da introdução de *A. mearnsii* sobre a comunidade nativa de fungos micorrízicos.

A tese foi elaborada em dois capítulos. No capítulo 1 apresentamos uma revisão de literatura contendo a riqueza de FMAs observadas nos ecossistemas florestais brasileiros, que deu subsídios para a discussão do capítulo 2. No capítulo 2 buscamos entender o impacto que os testes clonais de *A. mearnsii* tem na comunidade de FMAs presentes em solo, em comparação a áreas nativas e áreas de campo.

1. 1 OBJETIVO

Avaliar a riqueza de fungos micorrízicos arbusculares a partir de revisão de literatura em artigos realizados em ecossistemas florestais brasileiros e avaliar o impacto que dois testes clonais de *A. mearnsii* possam causar nas comunidades de FMAs presentes no solo, em dois municípios no Rio Grande do Sul.

1. 2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Compilar informações disponíveis para identificar padrões existentes na riqueza de FMAs em ecossistemas florestais brasileiros.
- Identificar impactos da *Acacia mearnsii* sobre a estabilidade de FMAs em relação a áreas nativas e campo.
- Avaliar o potencial de inóculo de áreas nativas, campo e reflorestamento de *A. mearnsii* no Rio Grande do Sul e como os atributos químicos e a textura do solo podem estar contribuindo para esta informação

REFERÊNCIAS

- BELLEI, M. M.; CARVALHO, E. M. Ectomicorrizas. In: CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M.; NEVES, M. C. P. **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p. 297-318.
- CALDEIRA, M. V. W.; SCHUMACHER, M. V.; RONDON-NETO, R. M.; WATZLAWICK, L. F.; SANTOS, E. M. Quantificação da biomassa acima do solo de *Acacia mearnsii* De Wild - Procedência Batemans Bay – Austrália. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.11, n.2, p.79-91, 2001.
- FARIA, M. P.; SIQUEIRA, J. O.; VALE, F.R.; CURIN, N. Crescimento inicial de acácia em resposta a fósforo, nitrogênio, fungos micorrízicos e rizóbio. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v.20, p. 209 - 216, 1996.
- GEORGE, E. K.; HAUSSIER, G.; VETTERLEIN, E. G. ; MARSCHNER, H. Water and nutrient translocation by hyphae of *Glomus mossae*. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 70, p. 2130 - 2137, 1992.
- HARLEY, J. L.; SMITH, S. E. **Mycorrhizal Symbiosis**. London: Academic Press Inc, 1983.
- LORENZI, H.; SOUZA, H. M.; TORRES, M. A. V.; BACHER, L B. **Árvores exóticas no Brasil: madeiras, ornamentais e aromáticas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum de estudos da flora, 2000.
- MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. San Diego: Academic Press, 1995.
- MELLO, A. H. **Ocorrência, caracterização e eficiência de fungos micorrízicos em *Eucalyptus grandis* e *Acacia mearnsii***. 136 f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2006.
- QUOIRIN, M.; SILVA, M. C.; MARTINS K. G.; OLIVEIRA, D. E. Multiplication of juvenile black wattle by microcuttings. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, Netherlands, v.66, p.199-205, 2001.
- SILVA, A. C.; VIEIRA, C. T.; ROSADO, S. C. S. Variabilidade em *Eremanthus erythropappus* para resposta à inoculação micorrízica. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 9, n. 3, p. 400 – 405, 2005a.
- SOUZA, E. L.; MELLO, A. H.; KAMINSKI, J.; ANTONIOLLI, Z. I.; ANACLETO, K. M.; SCHIRMER, K. Identificação da ocorrência de fungos micorrízicos em povoamentos de *Eucalyptus grandis* Hillex Maiden em solo sujeito a arenização. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DOS SOLOS. **Anais**. São Paulo, 2003a. 1 CD-ROM.

VAN TICHELEN, K. K.; COLPAERT, J. V.; VANGRONSVELD, J. Ectomycorrhizal protection of *Pinus sylvestris* against copper toxicity. **New Phytologist**, Lancaster, v. 150, p. 203 - 213, 2001.

CAPITULO 1 - FMAS EM ECOSSISTEMAS FLORESTAIS NO BRASIL: REVISÃO

RESUMO

FMAs – FMAs – são importantes para o desenvolvimento e estabelecimento de espécies florestais em campo, mas há pouco conhecimento da dinâmica desses fungos em ecossistemas florestais, reflorestamentos comerciais e áreas em recuperação. Uma revisão sistemática foi realizada usando as palavras chaves *diversity*, *mycorrhizal* e *Brazil* nas bases de dados Web of Knowledge e Periódico Capes resultando 2063 artigos. A partir de critérios de inclusão e exclusão foram selecionados 78 artigos e desses, observadas 164 espécies de FMAs em ecossistemas florestais no território nacional. Desses FMAs identificamos espécies ampliloadas, que podem ser recomendadas para estudos como inoculantes. Apesar de não identificarmos especificidade da planta por espécie de FMA, e vice-versa, foi possível inferir que a planta hospedeira, aliada as características do meio irão selecionar FMAs.

Palavras chave: Simbiose, diversidade, ecologia do solo

ABSTRACT

Arbuscular mycorrhizal fungi - AMF - are important for the development and establishment of forest properties in the field, but there is a little knowledge of fungal safety in forest ecosystems, reforestation of rights and areas in recovery. A systematic review was carried out using the keys of diversity, mycorrhizae and brazil in the databases. From the point of view of their selection and exclusion, 78 papers are select and these, observed 164 species of FMA in forest ecosystems in the national territory. These AMFs identify amplified species, which can be used for studies as inoculants. Although there is no plant specificity per FMA species. It was possible to infer that a host plant, allied to the characteristics of the médium will indicate the diversity of AMFs.

Key words: Diversity, soil ecology, symbiosis

1 INTRODUÇÃO

A evolução da associação simbiótica micorrízica iniciou com as primeiras plantas terrestres, plantas similares com as briófitas. Estas plantas inicialmente realizaram associações endofíticas com fungos que se assemelhavam com micorrizas arbusculares antes mesmo das raízes evoluírem (BRUNDRETT, 2002). De acordo com o mesmo autor, as pressões de seleção entre a planta e o fungo resultou em divergência morfológica das raízes e dos diferentes tipos de micorrizas (BRUNDRETT, 2002).

Apesar do termo micorriza ter surgido em 1885 com o botânico alemão Albert Bernard Frank, dados paleobotânicos, morfológicos e filogenéticos indicam a co-evolução das plantas e fungos há mais de 400 milhões de anos (BRUNDRETT, 2002). Ainda, Robert Hartig em 1840 foi o primeiro a observar a associação, mas não a classificou como micorriza e sim como parasita de raízes. As associações são classificadas conforme suas características morfológicas e anatômicas: ectomicorrizas, micorrizas ericóides, micorrizas orquidóides, FMAs, micorrizas monotrópoides, micorrizas arbutóides e ectoendomicorrizas (SMITH; READ, 2008).

Fungos micorrízicos arbusculares - FMAs, Phylum Mucoromycota, Subphylum Glomeromycotina (SPATAFORA et al., 2016) – se associam com cerca de 80% das plantas terrestres (SMITH; READ, 2008). Apesar de serem considerados patógenos por alguns autores já que causam distúrbios no metabolismo das células das plantas e consomem carbono ofertado pela planta (JOHNSON et al., 1997), FMAs melhoram a eficiência do uso de nutrientes fotossintéticos (KASCHUK et al., 2009) garantindo benefícios a planta e ao fungo.

Esta associação permite maior absorção de nutrientes de baixa mobilidade no solo como P e N quando na forma de amônio, menos móvel que nitrato (GEORGE et al., 1992). Ela também permite a planta maior tolerância ao estresse hídrico (HAZZOUMI et al., 2017), a acidez do solo e na presença de metais pesados (KATSUYA; MINARO, 2005), a áreas com estresse hídrico (DOUBKOVÁ et al., 2013) e a proteção contra patógenos (WEHNER et al., 2011).

Esta simbiose garante estabilidade de espécies florestais em novos ambientes (VOZZO et al., 1971) e a reabilitação de áreas degradadas (SKUJINS; ALLEN, 1986), incrementando a biomassa e a nutrição vegetal. Fungos micorrízicos também são importantes para determinar a composição de espécies vegetais em uma

comunidade de plantas em campo nas sucessões iniciais (GANGE et al., 1993).

Na natureza, fungos micorrízicos se associam com várias plantas e vice-versa. A riqueza de espécies micorrízicas pode estar relacionada com a diversidade de plantas hospedeiras, isto pois diferentes tipos de espécies de plantas podem se beneficiar de forma diferente de acordo com o FMA (VAN DER HEIJDEN et al., 1998). Esta riqueza de associações conduz o aumento de hifas no solo e no aumento da concentração de nutrientes na biomassa vegetal (VAN DER HEIJDEN et al., 2008). Há uma possível relação entre a diversidade de FMAs no estabelecimento e na composição de espécies florestais em diferentes ambientes e diferentes sucessões florestais (JANOS, 1980a,b; ZANGARO et al., 2000; UIBOPUU et al., 2009; KIKVIDZE et al., 2010; SHI et al., 2016).

A ocorrência da simbiose dependerá das características do meio como o pH e tipo de solo, clima, estágio da sucessão florestal, espécies hospedeiras e nível de dependência micorrízica dessas espécies. Estas características associadas com a diversidade de FMAs podem alterar a dinâmica florestal já que a alteração de alguma delas, por exemplo pH, irá alterar a comunidade de FMAs. Há registros de micorrizas em dunas (ASSIS et al., 2016), manguezais (HU et al., 2015), ambientes salinos (EVELIN et al., 2009; ELHINDI et al., 2017). Os registros indicam que a redução da comunidade de FMAs resulta na diminuição da riqueza de espécies vegetais em áreas de sucessão inicial (GANGE et al., 1993).

A intercomunicação entre FMAs e hospedeiros em uma floresta é complexa. FMAs formam redes micorrízicas que se ligam a dois ou mais hospedeiros (GORZELAK et al., 2015). O termo “woody wide web” foi usado para definir a relação simbiótica micorrízica em florestas (SIMARD et al., 1997). Em campo, mudas fornecem carboidratos para outras plantas por meio dessa rede de hifas, podendo alterar as características adaptativas da planta (GORZELAK et al., 2015).

No Brasil, estudos realizados com a aplicação desses fungos em viveiros mostraram bom potencial de uso com maior absorção de P (MARINHO et al., 2004), incrementos na altura, na matéria seca e na taxa de sobrevivência (SCHIAVO et al., 2010; MELLO et al., 2006; LIMA; SOUSA, 2014). Estes resultados indicam que uma floresta comercial pode aumentar a produtividade, além de permitir resultados sobre a dinâmica dos FMAs versus hospedeiro. Apesar disso, ainda existem dúvidas sobre quais microrganismos seriam mais eficientes na aplicação de mudas florestais.

O primeiro objetivo desta revisão foi compilar informações disponíveis para identificar padrões existentes na riqueza de FMAs em ecossistemas florestais brasileiros. O conhecimento sobre quais espécies de FMA estão dominando um ecossistema florestal pode ajudar a direcionar melhores estratégias de seleção, produção e inoculação de FMA com potenciais retornos benéficos para o ecossistema.

O segundo objetivo foi baseado nos dados compilados para discutir as seguintes hipóteses: a) Os padrões na diversidade de FMAs em um ecossistema florestal são definidos pela combinação de identidade do hospedeiro e condições ambientais onde o hospedeiro cresce; b) A contagem das ocorrências de morfotipos de esporos em vários ecossistemas permite definir espécies amplilocadas; c) A diversidade de FMAs muda ao longo da sucessão de ecossistemas florestais.

Para testar essas hipóteses foi realizado levantamento bibliográfico dos artigos brasileiros publicados nos últimos 20 anos (1997 a agosto/2018). Assim, esta revisão coletou e organizou informações sobre a ocorrência e a dependência fisiológica de plantas aos FMAs nos plantios e ecossistemas florestais brasileiros.

2 MATERIAL E MÉTODOS

Foram revisados artigos científicos que continham as palavras chaves “biodiversity, mycorrhizal and Brazil”, pesquisadas nas bases de dados Web of Science e Periodico Capes. Dos 2063 artigos encontrados, foram selecionados 958 artigos a partir dos critérios: artigos revisados por pares publicados no período de janeiro de 1997 até agosto de 2017 publicados nos idiomas português, inglês e espanhol. Também foram retiradas as palavras chaves agricultura, nitrogênio e bactéria. Os 958 artigos foram avaliados individualmente e selecionados somente os que realmente tratavam de pesquisas com diversidade de FMAs no território brasileiro e com identificação taxonômica, resultando em 78 artigos para as discussões dessa revisão.

Dos trabalhos selecionados, foram recuperados os nomes das espécies de FMA, da planta hospedeira, do ecossistema florestal (área degradada, recuperação de área degradada, floresta nativa, reflorestamento comercial, agroflorestas, dunas), do bioma (Mata Atlântica, Caatinga, Amazônia, Cerrado, Pantanal e Pampa), da região do Brasil (norte, sul, centro-oeste, nordeste), fitofisionomia, sucessão, clima, altitude e tipo de solo. Nem todos os trabalhos apresentaram todas as informações.

A classificação das espécies de FMAs foi baseada em REDECKER et al. (2013), nas publicações de taxonomia (KRÜGER et al., 2014; MARINHO et al., 2014; SIEVERDING et al., 2014) e nos sites <http://www.amf-phylogeny.com/>, <http://www.mycobank.org/> e <http://invam.wvu.edu/>. Os esporos identificados apenas pelo gênero (ex: *Glomus* sp, *Glomus* sp. 2, *Glomus* sp. 3) foram excluídos da revisão pois não havia controle de possível sobreposição de espécies encontradas nos diferentes estudos.

Para avaliar a ocorrência e dependência de FMAs no território nacional, dos 78 artigos iniciais foram selecionados os trabalhos de diversidade de FMAs relacionados com algum hospedeiro e em que não foram realizados a identificação molecular, resultando em 31 artigos. As espécies de FMAs amplilocadas foram aquelas que ocorreram em dois ou mais biomas. Para avaliar a dinâmica de FMAs nas sucessões florestais, foram selecionados 11 artigos dos artigos iniciais, que continham informações quanto a sucessão florestal da área.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A partir da avaliação realizada nos 78 artigos, observamos 164 espécies de FMAs no território nacional (Anexo 1).

Alguns FMAs apresentaram vasta localização – espécies estas que foram denominadas amplilocadas – mas não foi possível identificar espécies raras – ocupam um ou mais habitats especializados, associados a pequeno tamanho populacional – ou endêmicas – da mesma forma que as espécies raras, porém associadas a uma área geográfica.

Quando avaliados estudos de diversidade com plantas hospedeiras (Tabela 1), inferimos que o fungo micorrízico não é responsável pela diversidade de plantas (GANGE et al., 1993) existentes em um local. Também identificamos espécies que podem ser aptas a recuperação de áreas degradadas e para uso em mudas florestais devida sua ampla ocorrência.

A existência de novas espécies, a reclassificação de outras, a dificuldade na identificação taxonômica, o pouco acesso e falta de um manual de identificação atualizado, e a necessidade de experiência para enxergar as estruturas dos esporos fazem a identificação morfológica ser um desafio. Isto aliado a poucos estudos de diversidade de FMAs em alguns biomas podem estar subestimando resultados.

A taxonomia de FMAs é baseada nas características de formação do esporo, por meio de caracteres primários, secundários e terciários da parede do esporo, paredes germinativas e estruturas de germinação (MORTON et al., 1995). Uma alternativa é o uso da identificação molecular. Pesquisadores buscam associar as características morfológicas com as características moleculares. Um dos desafios está na escolha dos primers. Os primers SSUmCf-LSUmBR, NS31-AML2 e NS31-AML1 e o AML1-AML2 são indicados para a identificação de FMAs (JIANG et al., 2015). Destaca-se, também, o uso do rDNA reverso das regiões SSU-ITS-LSU, porém este processo pode encarecer o custo final da análise (KRÜGER et al., 2009). Apesar disso o aumento do sequenciamento do rDNA pode não identificar toda a diversidade presente na amostra (VASAR et al., 2017).

3. 1 OCORRÊNCIA DE FMAS E RELAÇÃO MICORRÍZICA COM AS PLANTAS

Os 164 FMAs estão distribuídos em seis biomas: Mata Atlântica, Caatinga, Amazônia, Cerrado, Pantanal e Pampa – 132, 101, 87, 63, 19 e 05 espécies, respectivamente. A maioria dos estudos ocorreram em biomas em que há grupos de estudos micorrízicos já consolidados. A Mata Atlântica e a Caatinga concentram 74% dos estudos com diversidade de FMAs, mostrando o quanto a micorrizologia ainda tem que avançar no Brasil. Os biomas Pantanal, Pampa, Amazônia e Cerrado apresentaram apenas 1, 1, 7 e 7 trabalhos, respectivamente, podendo subestimar a diversidade de espécies encontradas. Além disso, sete trabalhos não apresentaram o bioma em que a área de estudos foi realizada, que representou 28% das espécies de FMAs encontradas (CARRENHO et al., 1998; FOCCHI et al., 2004; MOREIRA et al., 2015; PAGANO et al., 2009; SANTOS et al., 2013; 2018; SILVA et al., 2007).

A resposta da planta a simbiose depende da espécie de fungo micorrízico e das características do meio. O genótipo da planta determina a dependência que ela tem do fungo micorrízico (CAMPOS et al., 2011), sendo que esta dependência, também definida como micotrofismo, é avaliada através do crescimento da planta, porém deve ser associada a colonização micorrízica.

A colonização micorrízica permitirá identificar a porcentagem de colonização de um FMA em uma raiz. Em diferentes ambientes, uma mesma espécie vegetal pode ter colonização micorrízica arbuscular diferente, podendo, por exemplo, a colonização variar de 3% a mais de 60% em *Eucalyptus grandis* (CAMPOS et al., 2011) e de 17%

a 57% em *Malus domestica* (PURIN et al., 2006), resultado que pode variar de acordo com a metodologia utilizada. Cada planta terá um grau de micotrofismo, ou dependência micorrízica, podendo ser micotróficas obrigatórias, facultativas ou não obrigatórias.

O conhecimento da dependência micorrízica da espécie florestal, aliado aos dados da floresta como crescimento, permite identificar o potencial de produtividade que uma floresta ou espécie florestal tem quando na presença de FMA. A dependência também informa sobre a dinâmica do fungo micorrízico nos ecossistemas florestais.

A ocorrência e a diversidade de espécies de FMAs pode ser usada como indicador de qualidade do solo florestal, principalmente quando a ocorrência da micorriza em campo está associada a presença de espécies florestais que tenham algum nível de micotrofismo. Quando fungos micorrízicos estão presentes no solo, as espécies florestais com alta dependência desses fungos micorrízicos, em campo, têm maiores chances de terem maior estabilidade, maior produção e desenvolvimento, principalmente em solos com baixa disponibilidade de nutrientes como o P, em relação as espécies florestais com menor dependência desses fungos.

Para questionar como ocorre a dispersão de FMAs no Brasil, dos 78 trabalhos iniciais selecionamos 30 que apresentaram estudos taxonômicos de diversidade de FMAs relacionados a uma planta hospedeira em um bioma, resultando em 29 plantas hospedeiras 5 consórcios e 109 FMAs (Tabela 1).

TABELA 1 – ESPÉCIES DE FMAS ASSOCIADOS A HOSPEDEIRO FLORESTAL EM ECOSSISTEMAS FLORESTAIS NO TERRITÓRIO BRASILEIRO (JANEIRO DE 1997 ATÉ AGOSTO DE 2018).

Planta hospedeira		Total
<i>Acacia mangium</i>	✓	
<i>A. mangium</i> x <i>E. grandis</i>		
<i>Andira micrantha</i>	✓	
<i>Araucaria angustifolia</i>	✓	
<i>Carica papaya</i>		
<i>Citrus sinensis</i> x <i>C. limon</i>		
<i>Coffea arabica</i>		
<i>Commiphora leptophloeos</i>		
<i>Eperuna grabriflora</i>	✓	
<i>Eucalyptus camaldulensis</i>		
<i>E. camaldulensis</i> x <i>Bracharia</i>		
<i>Eucalyptus grandis</i>		
<i>Eucalyptus sp.</i>		
<i>Eucalyptus urophylla</i>		
<i>Hevea brasiliensis</i>		
<i>Leucaena leucocephala</i>	✓	
<i>Malus domestica</i>		
<i>Malus prunifolia</i>		
<i>Manilkara zapota</i>		
<i>Mimosa bimuconata</i>		
<i>Mimosa caesalpiniaefolia</i>		
<i>Mimosa scrabellia</i>		
<i>Mimosa tenuiflora</i>		
<i>Pinus taeda</i>	✓	
<i>Planthymenia reticulata</i>		
<i>Poncirus trifoliata</i>	✓	
<i>Pterogyne nitens</i>		
<i>Sesbania virgata</i>		
<i>S. virgata</i> x <i>A. mangium</i>		
<i>S. virgata</i> x <i>E. camaldulensis</i>		
<i>Swietenia macrophylla</i>		
<i>Theobroma cacao</i>		
<i>Tocoyena selloana</i>		
<i>Zygia racemosa</i>		
Acaulospora		
<i>A. bireticulata</i>		4
<i>A. brasiliensis</i>		2
<i>A. colombiana</i>		10
<i>A. delicata</i>		2
<i>A. denticulata</i>		2
<i>A. dilatata</i>	✓	1
<i>A. elegans</i>		2
<i>A. excavata</i>		9
<i>A. foveata</i>	✓	20
<i>A. herrerae</i>		1
<i>A. kentinensis</i>	✓	2
<i>A. koskei</i>	✓	4
<i>A. lacunosa</i>	✓	2
<i>A. laevis</i>	✓	8

Denticutata										
<i>D. aurea</i>	✓			✓						1
<i>D. biornata</i>	✓		✓							4
<i>D. cerradensis</i>		✓		✓					✓	8
<i>D. erythropus</i>		✓		✓		✓				3
<i>D. heterogama</i>		✓	✓			✓			✓	11
<i>D. nigra</i>		✓								2
<i>D. rubra</i>									✓	1
Diversispora										
<i>D. eburnea</i>	✓				✓					✓ 4
<i>D. pustulata</i>	✓				✓					✓ 3
<i>D. spurca</i>				✓						1
<i>D. versiformis</i>	✓				✓					✓ 4
Dominikia										
<i>D. minuta</i>	✓				✓					✓ 3
Entrophospora										
<i>E. infrequens</i>		✓			✓				✓	6
Funneliiformis										
<i>F. badium</i>	✓				✓					✓ 3
<i>F. caledonium</i>								✓		1
<i>F. geosporus</i>	✓	✓	✓		✓			✓		✓ 9
<i>F. mosseae</i>				✓					✓	5
Gigaspora										
<i>G. albida</i>							✓			2
<i>G. decipiens</i>	✓	✓		✓	✓			✓	✓	13
<i>G. gigantea</i>		✓				✓			✓	✓ 10
<i>G. margarita</i>	✓	✓		✓	✓		✓		✓	✓ 11

O solo das plantas hospedeiras apresentaram mais que uma espécie de FMA, sendo a *Sesbania virgata* a planta que apresentou menor diversidade – quatro espécies (SILVA et al., 2014a). As espécies *Dentiscutata aurea* (PEREIRA et al., 2014), *Funneliformis caledonium* (SOUZA et al., 2016), *Glomus multisubstensum* (GOMES; TRUFEM, 1998), *Racocetra alborosea* (PEREIRA et al., 2014) e *Rhizoglomus arabicum* (PONTES et al., 2017a) ocorreram em somente um hospedeiro - *Manilkara zapota*, *Mimosa tenuiflora*, *Eucalyptus* sp., *M. zapota* e *M. tenuiflora* respectivamente.

Apesar dessas espécies poderem ser classificadas como endêmicas, pois estão associadas a um único bioma, não podemos confirmar esta classificação visto a possibilidade da ocorrência destes FMA estar relacionado a raridade da espécie num mesmo ecossistema.

Porém *A. minuta* (PONTES et al., 2017a) pode ser classificado como endêmico, já que, apesar de estar associada ao hospedeiro *Mimosa tenuiflora*, o FMA também foi observado em outro estudo de ecossistema florestal associado ao mesmo bioma (SILVA et al., 2014b). O mesmo ocorreu com *G. nanolumen* (CAPRONI et al., 2005; STÜRMER; SIQUEIRA, 2011) - Amazônia, *G. pansihalos* (MOREIRA-SOUZA et al., 2003; STÜRMER et al., 2006; ZANDAVALLI et al., 2008) – Mata Atlântica e *P. pernambucanum* (SILVA et al., 2014b; PONTES et al., 2017a) – Caatinga.

As espécies de FMA *A. dilatata* (TRINDADE et al., 2006; SILVA et al., 2014), *A. herrerae* (SILVA et al., 2015a; SILVA et al., 2015b; SILVA et al., 2017b; TEIXEIRA et al., 2017) *A. reducta* (PONTES et al., 2017a; SILVA et al., 2017b), *D. rubra* (ASSIS et al., 2016; CARRENHO; GOMES, 2011; CARVALHO et al., 2012; COUTINHO et al., 2015; GOMIDE et al., 2014; JOBIM; GOTO, 2016; SCHNEIDER et al., 2016; SILVA et al., 2014b; SILVA et al., 2015; SILVA et al., 2017b; SOUZA et al., 2010), *D. spurca* (LEAL et al., 2013; PURIN et al., 2006; SILVA et al., 2014b; STÜRMER; SIQUEIRA, 2011; STÜRMER et al., 2013; ZANGARO et al., 2013), *G. ambisporum* (ASSIS et al., 2016; MERGULHÃO et al., 2010; PEREIRA et al., 2014; SANTOS; CARRENHO, 2011; SILVA et al., 2012, SILVA et al., 2014b; SILVA et al., 2015; SILVA et al., 2017b; SOUSA et al., 2014; ZANDAVALLI et al., 2008), *O. pernambucana* (CARVALHO et al., 2012; PAGANO et al., 2013; PEREIRA et al. 2014; SILVA et al., 2012); *P. boliviana* (MELLO et al., 2012; PEREIRA et al., 2014; SILVA et al., 2012; TEIXEIRA-RIOS

et al., 2013), *R. weresubiae* (CAPRONI et al., 2005; CORDOBA et al., 2001; JOBIM; GOTO, 2016; PEREIRA et al., 2014; SOUZA et al., 2003b; STÜRMER et al., 2013), e *Rhizoglomus irregulare* (PONTES et al., 2017a) também apresentaram ocorrência com somente um hospedeiro, porém estudos apresentaram a ocorrência dessas espécies em mais de um bioma, não relacionados a algum hospedeiro. Devido sua ampla localização, são consideradas espécies amplilocadas.

As espécies *A. foveata*, *A. mellea*, *A. scrobiculata*, *G. macrocarpum* apresentaram distribuição ampla (Tabela 1), são espécies amplilocadas e presentes nos biomas Mata Atlântica, Amazônia, Cerrado e Caatinga.

Nem todas os estudos foram realizados em plantios comerciais. Em plantios comerciais de pinus, a espécie de FMA *A. foveata* foi observada (ZANDAVALLI et al., 2008), porém não ocorreu em *Eucalyptus grandis* (PAGANO; SCOTTI, 2008), *Eucalyptus camaldulensis* (PAGANO et al., 2009) e *Eucalyptus urophylla* (SANTOS et al., 2013).

Situação similar ocorreu com *G. macrocarpum*, que não ocorreu em solos com as espécies de *E. camaldulensis* (PAGANO; SCOTTI, 2008; PAGANO et al., 2009), *E. grandis* (PAGANO; SCOTTI, 2008), *Malus domestica* (PURIN et al., 2006), *Malus prunifolia* (CAVALLAZZI et al., 2007), *Pinus taeda* (ZANDAVALLI et al., 2008) e *Sesbania virgata* (SILVA et al., 2014a), apesar de ser encontrado em solos dessa última espécie com consórcio com *A. mangium* (SILVA et al., 2014a) e *E. camaldulensis* (SILVA et al., 2014a).

Quando observado em trabalhos com identificação molecular (MOREIRA et al., 2015b; BONFIM et al., 2016), *G. macrocarpum* também não esteve presente em solos de *Jatropha curcas* na Mata Atlântica (MOREIRA et al., 2015b), porém ocorreu em solos do mesmo bioma com *Myrcia spectabilis*, *Coussarea sp.*, *Mollinedia schottiana*, *Bathysa australis*, *Guapira opposita*, *Cecropia glaziovii* (BONFIM et al., 2016) enquanto que a espécie de FMA *A. scrobiculata* estava presente em solo de todos os hospedeiros estudados (MOREIRA et al., 2015b; BONFIM et al., 2016).

Para que ocorra a simbiose, alguns fatores são necessários para que ocorra a associação. Há um mutualismo entre plantas e comunidades microbianas do solo que está associado a fertilidade do solo (VAN DER HEIJDEN et al., 2008; BURNS et al., 2015; BONFIM et al., 2016; CASAZZA et

al., 2017). Dos fatores mais importantes para melhor desenvolvimento da simbiose destacam-se as características do solo: pH, matéria orgânica, quociente metabólico e carbono da biomassa microbiana (BONFIM et al., 2016), bem como a textura e granulometria do solo.

O aumento da absorção do P da planta mediado pela simbiose é importante nos solos tropicais, pois esses possuem grande capacidade de fixação de íons fosfatos (PO_4^-) aos argilominerais como óxidos e hidróxidos de ferro e alumínio, não deixando o P disponível para as plantas. Por ser um elemento em que a planta encontra maior limitação nutricional, muitos estudos com FMA envolvem este nutriente (SMITH; SMITH, 2013). O pH do solo também irá atuar significativamente na comunidade de FMAs alterando a diversidade de FMAs (KAWAHARA et al., 2016). A acidez do solo estará relacionada ao aumento e toxicidade de Al, Fe e Mn. A ocorrência desses elementos em excesso também altera a comunidade de FMAs, favorecendo os FMAs adaptados na região (SILVA et al., 2005b). Apesar disso, FMAs quando inoculados não alteram a absorção do Ca (GIRI et al., 2004), devido este nutriente se movimentar até a raiz da planta por fluxo de massa e não por difusão, sendo o FMA pouco importante para obtenção desse nutriente (RHODES; GERDEMANN, 1978).

A diversidade de FMAs pode ser mais homogênea em solos férteis com alta relação N/P (KIKVIDZE et al., 2010). As propriedades fisiológicas e morfológicas de uma raiz alteram de acordo com a disponibilidade de fósforo (USHIO et al., 2015). Este P pode estar relacionado com o P disponibilizado pela micorriza.

3. 2 SUCESSÕES FLORESTAIS

A sucessão florestal é a relação ecológica que ocorre no crescimento e desenvolvimento de uma floresta, até que esta atinja um ponto clímax. FMAs tem importante papel na sucessão florestal, atuando na competição e na diversidade de espécies florestais (ZANGARO et al., 2000) principalmente no início da sucessão (GANGE et al., 1993).

Em termos ecológicos, hipóteses indicam que espécies florestais em sucessões ecológicas iniciais sejam menos dependentes de micorrizas que

espécies sucessionais tardias (JANOS, 1980a), enquanto que espécies florestais pioneiras não são micotróficas (JANOS, 1980b). Isto porque florestas de sucessão tardia precisam de mecanismos mais eficientes na ciclagem de nutrientes que as florestas iniciais, havendo um maior índice de espécies dependentes de FMAs e maior simbiose (JANOS, 1980a; ROWE et al., 2007).

Entretanto, outros estudos indicaram que espécies arbóreas de sucessões ecológicas iniciais têm maior presença de espécies de FMAs em relação as sucessões clímax, principalmente quando as espécies florestais micotróficas estão presentes (ZANGARO et al., 2000; UIBOPUU et al., 2009). Apesar disso, em estudos abordando apenas níveis tróficos e não aspectos químicos e físicos do solo, os simbioses microbianos tem efeitos positivos e importantes em comunidades de plantas, e, quando há perda da diversidade no nível trófico, poderá ocorrer perdas complexas na cadeia trófica local (SCHULDT et al., 2017).

Espécies florestais clímax possuem maior reserva nutricional na semente e crescimento mais lento que, aliado a características como maior adaptabilidade ao sombreamento no crescimento inicial, permitem maior absorção de nutrientes do meio que se encontra (ZANGARO et al., 2000), não havendo necessidade da planta em realizar a simbiose. Porém, estas sementes permitem maiores chances de se desenvolver enquanto aguardam a infecção micorrízica (JANOS, 1980b). A maior diversidade de FMAs em florestas no início da sucessão florestal ocorre pois a planta precisa se estabelecer rapidamente (ZANGARO et al., 2000). A baixa ocorrência de FMAs em florestas de sucessão clímax pode estar associado a maior produção de micélio do que esporulação (STÜRMER; SIQUEIRA, 2011). No entanto, nem sempre ocorre correlação com o tempo de revegetação e a esporulação de FMAS (BONFIM et al., 2013).

A relação da diversidade microbiológica do solo e a função da mesma em cada ecossistema pode ser diferente, conforme este for rico ou não em nutrientes (VAN DER HEIJDEN et al., 2008). O mesmo ocorre com as micorrizas: diferentes hospedeiros, ao criar o microhabitat em torno das raízes, levam a simbiose com diferentes espécies de FMAs (BONFIM et al., 2016), tendo o ambiente local – fertilidade do solo, por exemplo – importante papel para desenvolvimento da simbiose.

Dos trabalhos observados, apenas 11 identificaram a sucessão florestal da área em estudo (GOMES; TRUFEM, 1998; SOUZA et al., 2003b; FOCCHI et al., 2004; LEAL et al., 2009; MOREIRA et al., 2009; STÜRMER; SIQUEIRA, 2011; ZANGARO et al., 2013; SOUSA et al., 2014; SILVA et al., 2016; TEIXEIRA et al., 2017; VIEIRA et al., 2017). Ao total, observaram-se 74 espécies de FMA que foram subdivididas em três tipos de sucessão: pioneira, secundária e climax (Tabela 2).

TABELA 2 – DIVERSIDADE TAXONÔMICA DE FMAS ASSOCIADOS A SUCESSÕES ECOLÓGICAS FLORESTAIS NO TERRITÓRIO BRASILEIRO (JANEIRO DE 1997 ATÉ AGOSTO DE 2018)

Espécies de FMAs	Sucessão		
	Pioneira	Secundária	Climax
<i>Acaulospora bireticulata</i>		1	1
<i>Acaulospora capsicula</i>		1	1
<i>Acaulospora colombiana</i>		9	2
<i>Acaulospora delicata</i>		5	3
<i>Acaulospora elegans</i>		2	
<i>Acaulospora excavata</i>		3	1
<i>Acaulospora foveata</i>		11	3
<i>Acaulospora gedanensis</i>		2	1
<i>Acaulospora herrerae</i>	1	1	1
<i>Acaulospora koskei</i>			1
<i>Acaulospora lacunosa</i>		2	
<i>Acaulospora laevis</i>			1
<i>Acaulospora longula</i>	1	1	2
<i>Acaulospora mellea</i>		9	3
<i>Acaulospora morrowiae</i>		7	1
<i>Acaulospora paulinae</i>		1	
<i>Acaulospora polonica</i>		1	
<i>Acaulospora rehmanii</i>		4	
<i>Acaulospora rugosa</i>		1	1
<i>Acaulospora scrobiculata</i>	1	9	4
<i>Acaulospora spinosa</i>		4	3
<i>Acaulospora tuberculata</i>		5	2
<i>Acaulospora walkeri</i>		4	1
<i>Ambispora appendicula</i>			1
<i>Ambispora gerdemannii</i>			1
<i>Ambispora leptoticha</i>		4	1
<i>Archaeospora trappei</i>		6	1
<i>Cetraspora pellucida</i>		4	2
<i>Claroideoglossum claroideum</i>	1	4	1
<i>Claroideoglossum etunicatum</i>	1	6	3
<i>Claroideoglossum luteum</i>		1	1

<i>Corymbiglomus corymbiforme</i>		1	1
<i>Corymbiglomus tortuosum</i>		2	1
<i>Dentiscutata biornata</i>		1	
<i>Dentiscutata cerradensis</i>		1	
<i>Dentiscutata erythropus</i>		1	
<i>Dentiscutata heterogama</i>		2	1
<i>Dentiscutata scutata</i>			1
<i>Diversispora spurca</i>		2	
<i>Diversispora trimurales</i>		1	
<i>Entrophospora infrequens</i>		4	2
<i>Funneliformis geosporus</i>		4	1
<i>Funneliformis mosseae</i>		1	1
<i>Funneliformis verruculosum</i>		2	
<i>Gigaspora decipiens</i>		1	1
<i>Gigaspora gigantea</i>		2	1
<i>Gigaspora margarita</i>		1	3
<i>Gigaspora ramisporophora</i>		1	
<i>Glomus albidum</i>		1	1
<i>Glomus ambisporum</i>		2	
<i>Glomus australe</i>		2	1
<i>Glomus clavisporum</i>		4	2
<i>Glomus coremioides</i>		2	
<i>Glomus diaphanum</i>		2	1
<i>Glomus fuegianum</i>		1	
<i>Glomus glomerulatum</i>		3	1
<i>Glomus hoi</i>		1	1
<i>Glomus invermaium</i>		2	1
<i>Glomus lacteum</i>		2	1
<i>Glomus macrocarpum</i>	1	8	4
<i>Glomus magnicaule</i>		1	1
<i>Glomus microaggregatum</i>		4	1
<i>Glomus microcarpum</i>		1	2
<i>Glomus rubiforme</i>		1	
<i>Glomus sinuosum</i>		2	1
<i>Intraornatospora intraornata</i>		1	
<i>Paraglomus occultum</i>		1	1
<i>Racocetra fulgida</i>	1	1	
<i>Racocetra pérsica</i>		1	
<i>Racocetra verrucosa</i>			1
<i>Rhizoglomus aggregatum</i>		1	
<i>Rhizoglomus clarum</i>		5	
<i>Rhizoglomus intraradices</i>		1	1
<i>Scutellospora aurigloba</i>	1		
<i>Scutellospora calospora</i>			2
<i>Septoglomus constrictum</i>		1	1
Abundância total	8	186	80

Devido à baixa quantidade de estudos, não foi possível avaliar a hipótese que a diversidade de micorrizas é definida pela planta hospedeira aliada as características do meio e que, quando a planta ou o ecossistema se auto-sustentam, não há necessidade de realização da simbiose por parte da planta, o que reduzirá a diversidade de FMAs. Apesar de somente um trabalho apresentar dados sobre sucessão inicial com espécies pioneiras, a diversidade encontrada ao longo dos trabalhos foi maior nas florestas com sucessão secundária (Tabela 2).

Há um decréscimo de aquisição de nutrientes pelas raízes finas e pelos FMAs conforme a época do ano – períodos mais frios a infecção de Fmas é menor em relação a períodos mais quentes (ZANGARO et al., 2014). Destacam-se ainda o fato das espécies *A. scrobiculata* e *C. etunicatum*, espécies amplilocadas, que apresentaram ocorrência em todas as sucessões, espécies essas que podem ter potencial como inoculante para uso em sucessões florestais.

Sugere-se que em ambientes de florestas clímax, em que a floresta é autossuficiente e não precise de suporte da simbiose, as plantas não investirão em produção de esporos. Neste caso, a micorriza concentra energia em apenas produzir micélio e realizar funções ecológicas no ecossistema que se encontra. A partir do momento que ocorra uma perturbação e/ou em ambientes de desfavorável crescimento vegetal (pouco nutriente ou adversidade climática), a floresta deixa de ser autossuficiente e irá exsudar metabólitos para realizar a produção de glomerosporos. Sugerimos que o retorno da simbiose para a planta deve ser maior, de forma a compensar o gasto de energia para realizar a simbiose.

Similarmente em ecossistemas de florestas pioneiras onde os solos de áreas degradadas, apresentam baixos teores de nutrientes e pH, existe a necessidade da realização da simbiose. Em estudo que foram comparados áreas com 2, 4, 6, e 16 anos de idade, uma floresta clímax e uma área de recuperação florestal, a maior densidade de esporos foi em áreas de recuperação, podendo estar relacionada aos desequilíbrios e estresse aos quais as áreas foram sujeitas, quando comparados a floresta clímax (MARINHO et al., 2004) .

Micorrizas quando inoculadas ou presentes em matas ciliares que sofrem o processo de regeneração, influenciam na agregação do solo por meio da produção da glomalina que atua na fixação de carbono através do C existente nos esporos e nas hifas, além de também influenciar a agregação por meio do processo de turnover das hifas micorrizicas extraradiculares (BRAGHIROLI et al., 2012). Os FMAs irão atuar no aumento da competitividade de espécies pioneiras em relação as não pioneiras, e esta competição de espécies florestais está mais ligado a sensibilidade entre a espécie de FMA e o hospedeiro do que a diversidade de FMAs (MCGUIRE et al., 2008; SHI et al., 2016). Ainda, mesmo que um ambiente seja intensivamente manejado, o ecossistema poderá oferecer a simbiose necessária para a restauração do meio (UIBOPUU et al., 2009). Importante lembrar que espécies pioneiras são substituídas ao longo do tempo por espécies florestais de outras sucessões (SHI et al., 2016).

Apesar do tempo ser considerado uma dimensão inerente quando se estuda a sucessão primária (KIKVIDZE et al., 2010), esse fator deve ser considerado nas comparações de diversidade, bem como a dimensão espacial e o meio. Uma floresta clímax é aquela que tem seu desenvolvimento estabilizado resultando em aumento na biomassa florestal em relação a uma floresta primária. Porém, o tempo necessário para atingir uma floresta clímax nos diferentes ecossistemas florestais varia muito, desde cerca de 30 anos em uma floresta tropical, até centenas de anos nas florestas boreais. Estudos com sucessões primárias usam como modelo áreas originadas a partir de erupções vulcânicas, com cerca de 300 anos ou mesmo em dunas de areias (KIKVIDZE et al., 2010).

3. 3 POTENCIAL DE FMAS EM FLORESTAS COMERCIAIS

A diversidade de FMAs nas florestas comerciais, a conservação e a dinâmica em que se encontram têm alta complexidade. Florestas comerciais podem passar por diferentes tratamentos culturais – preparo do solo, adubação, controle de pragas e doenças – e tratamentos silviculturais – desbaste e desrama – que alteram a dinâmica de crescimento da planta e podem alterar a comunidade micorrízica do solo. Áreas em que o manejo silvicultural foi diferente a comunidade micorrízica é diferente (CAMPOS et al., 2011). Ainda, a aplicação

de adubo durante a revegetação pode aumentar a densidade de esporos de FMAs (MARINHO et al., 2004).

Apesar de, em campo, FMAs nativos se associarem com maior facilidade nas plantas não inoculadas (SCHIAVO et al., 2010), estudos com o uso de inoculos micorrízicos no Brasil em mudas florestais nos viveiros indicam um importante meio para o desenvolvimento e o estabelecimento dessas mudas em ambientes perturbados. A maioria dos estudos com micorrizas em espécies florestais comerciais no Brasil, restringe-se na produção de mudas em viveiros. A inoculação de FMAS se mostrou importante para o crescimento da *A. mangium* em cavas de argila após 45 a 220 dias do plantio (SCHIAVO et al., 2010). Plantas inoculadas de *A. auriculiformis* também apresentaram maior sobrevivência, maior biomassa e altura que plantas não inoculadas (GIRI et al., 2004).

É interessante fazer uma comparação de uma floresta cultivada com uma área natural para identificar a sucessão florestal que a floresta comercial possa estar apresentando, o que facilitaria comparações de diversidade de FMAs. Por exemplo, uma floresta comercial de dez anos de idade apresenta um comportamento igual ou similar, a uma floresta de sucessão inicial, tardia ou clímax? Com essa dúvida elucidada, seria possível identificar o real impacto da comunidade micorrízica na floresta comercial e vice-e-versa, sendo possível o uso de parâmetros micorrízicos (diversidade, potencial de inoculo, dependência micorrízica) como indicador de qualidade local.

FMAs podem ser utilizados como inoculantes e biofertilizantes, atuando no gerenciamento de nutrientes e melhorando o desempenho da planta, mas há inconsistência na capacidade de muitos microrganismos usados na formulação de inoculantes (ALORI et al., 2017). O efeito dependerá da combinação do substrato, da fertilidade e do volume do recipiente (ZANGARO et al., 2015). Estudos de inoculação em mudas indicam a preferência de grupos de fungos micorrízicos por plantas hospedeiras. Em viveiro, o uso de mais de um FMA sugere melhor funcionamento da simbiose (GIRI et al., 2004). Algumas famílias micorrízicas podem ter melhor função como proteção a patógenos – família Glomeraceae – e absorção de P – família Gigasporaceae (MAHERALI; KLIRONOMOS, 2007).

Algumas espécies de micorrizas como *C. etunicatum*, *A. foveata*, *A. scrobiculata*, ou as amplilocadas, por estarem nos diversos ecossistema e

plantios florestais (Tabela 1), podem ter a função de adaptação em áreas com intervenção humana. A espécie *G. viscosum* também pode entrar neste grupo, principalmente em solos com alta densidade e alta umidade (BONFIM et al., 2013).

Ao avaliar espécies de FMAs que tenham potencial de uso como inoculantes, dentre as 105 espécies relatadas (Tabela 1.1), *A. foveata*, *A. mellea*, *A. scrobiculata*, *G. macrocarpum* e *C. etunicatum*, indicam potencial de uso como inoculante em áreas degradadas, para espécies nativas e comerciais, já que foram observadas na maioria dos trabalhos na maioria dos ecossistemas brasileiros.

G. macrocarpum tem potencial para aplicação em mudas que irão para campo (SCHIAVO et al., 2010). O mesmo ocorre com a espécie *A. scrobiculata* (CAVALLAZZI et al., 2007), principalmente quando aplicada junto com outros FMAs (MACHINESKI et al., 2009). A espécie *A. foveata* e *G. macrocarpum* pode não ser tão eficiente para mudas florestais que serão utilizadas em monoculturas comerciais. Já, as espécies amplilocadas *A. scrobiculata* e *C. etunicatum* que apresentaram ocorrência em todas as sucessões, podem ter potencial como inoculante para uso em sucessões florestais.

4 CONCLUSÕES

Não foi possível identificar padrões que confirmem que a diversidade de FMAs é definida pela planta hospedeira, e que a planta se autossustenta sem a necessidade da simbiose quando não há perturbações no ambiente.

Foi possível classificar espécies de FMAs amplilocadas, que ocorrem em dois ou mais biomas brasileiros. Espécies amplilocadas como *Acaulospora mellea*, *Acaulospora scrobiculata* e *Claroideoglomus etunicatum* tem potencial para investimento como uso em inoculantes para áreas florestais.

Os dados também não permitiram definir se a diversidade de FMAs muda ao longo das sucessões.

O Brasil tem diversidade de FMAs e grandes áreas a serem exploradas, como o bioma Pampa e Pantanal, e um grande potencial para investir no uso de inoculantes em áreas florestais.

REFERÊNCIAS

- ALORI, E. T.; DARE, M. O.; BABALOLA, O. O. Microbial inoculants for soil quality and plant health. In: LICHTFOUSE, E. **Sustainable Agriculture Reviews**, Springer, v. 22, p. 281-308, 2017.
- ARAUJO, Q. R.; ALMEIDA, O. C.; SANTANA, S. O.; GOTO, B. T.; CAVALCANTE, U. M. T.; BEZERRA, J. L.; MARROCOS, P. C. L. Fungos micorrízicos em solos cultivados com cacau na Mata Atlântica. **Agrotropica**, v. 19, p. 69-72, 2007.
- ASSIS, D. M. A.; OEHL, F.; GONÇALVES, C.M.; SILVA, D. K. A.; SILVA, G. A. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in fluvial and maritime dunes of Brazilian Northeast. **Applied Soil Ecology**, v. 108, p. 136–146, 2016.
- BINI, D.; SANTOS, C. A.; SILVA, M. C. P.; BONFIM, J. A.; CARDOSO, E. J. B. N. Intercropping *Acacia mangium* stimulates AMF colonization and soil phosphatase activity in *Eucalyptus grandis*. **Scientia Agricola**, v. 75, n. 2, p. 102-110, 2017.
- BONFIM, J. A.; VASCONCELLOS, R. L. F.; GUMIERE, T.; MESCOLOTTI, D. L. C.; OEHL, F.; CARDOSO, E. J. B. N. Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in a Brazilian Atlantic Forest Toposequence. **Microbial Ecology**, v. 71, p. 164–177. 2016.
- BONFIM, J. A.; VASCONCELLOS, R. L. F.; STÜRMER, S. L.; CARDOSO, E. J. B. N. Arbuscular mycorrhizal fungi in the Brazilian Atlantic forest: A gradient of environmental restoration. **Applied Soil Ecology**, v. 71, p. 7–14, 2013.
- BRAGHIROLI, F. L.; SGROTT, A. F.; PESCADOR, R.; ULHMANN, A.; STÜRMER, S. L. Fungos micorrízicos arbusculares na recuperação de florestas ciliares e fixação de carbono no solo. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, v. 36, p. 733–743, 2012.
- BREUNINGER, M.; EINING, W.; MAGEL, E.; CARDOSO, E.; HAMPP, R. Mycorrhiza of Brazil Pine (*Araucaria angustifolia* (Bert. O. Ktze.). **Plant Biology**, v. 2, p. 4-10, 2000.
- BRUNDRETT, M. C. Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. **New Phytologist**, v. 154, p. 275–304, 2002.
- BURNS, J. H.; ANACKER, B. L.; STRAUSS, S. Y.; BURKE, D. J. Soil microbial community variation correlates most strongly with plant species identity, followed by soil chemistry, spatial location and plant genus. **AoB PLANTS**, v. 7, p. 1–10, 2015.
- CAMARA, R.; PEREIRA, M. G.; SILVA, C. F.; PAULA, R. R.; SILVA, E. M. R. FMAs em dois fragmentos florestais de restinga periodicamente inundável em Marambaia, RJ. **Floram: Floresta e Ambiente**, v. 23, n. 1, p. 33-42, 2016.

CAMPOS, D. T. S.; SILVA, M. C. S. S.; LUZ, J. M. R.; TELESFORA, R. J.; KASUYA, M. C. M. Colonização micorrízica em plantios de eucalipto. **Revista Árvore**, v. 35, p. 965–974, 2011.

CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L.; GRANHA, J. R. D. O.; MARINHO, N. F. FMAs em estéril revegetado com *Acacia mangium*, após mineiração de bauxita. **Árvore**, v. 29, n. 3, p. 373–381, 2005.

CARNEIRO, R. F. V.; CARDOZO JÚNIOR, F. M.; PEREIRA, L. F.; ARAÚJO, A. S. F.; SILVA, G. A. Fungos micorrízicos arbusculares como indicadores da recuperação de áreas degradadas no Nordeste do Brasil. **Revista Ciência Agronômica**, v. 43, n. 4, p. 648–657, 2012.

CARRENHO, R.; GOMES, S. M. C. Environmental degradation impact on native communities of arbuscular mycorrhizal fungi in an urban fragment of semideciduous plateau forest. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, p. 373–379, 2011.

CARRENHO, R.; TRUFEM, S. F. B.; BONONI, V. L. R. Arbuscular mycorrhizal fungi in *Citrus sinensis*/ *C. limon* treated with Fosetyl-Al and Metalaxyl. **Mycological Research**, v. 102, n. 6, p. 677–682, 1998.

CARVALHO, F.; SOUZA, F. A.; CARRENHO, R.; MOREIRA, F. M. S.; JESUS, E. C.; FERNANDES, G.W. The mosaic of habitats in the high altitude Brazilian rupestrian fields is a hotspot for arbuscular mycorrhizal fungi. **Applied Soil Ecology**, v. 52, p. 9–19, 2012.

CASAZZA, G.; LUMINI, E.; ERCOLE, E.; DOVANA, F.; GUERRINA, M.; ARNULFO, A.; MINUTO, L.; FUSCONI, A.; MUCCIARELLI, M. The abundance & diversity of arbuscular mycorrhizal fungi are linked to the soil chemistry of screes & to slope in the Alpic paleo-endemic *Berardia subacaulis*. **PLoS ONE**, v. 12, p. 1–19, 2017.

CAVALLAZZI, J. R. P.; KLAUBERG FILHO, O.; STÜRMER, S. L.; RYGIEWICZ, P. T.; MENDONÇA, M. M. Screening and selecting arbuscular mycorrhizal fungi for inoculating micropropagated apple rootstocks in acid soils. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture** v. 90, p. 117–129, 2007.

CORDOBA, A. S.; MENDONÇA, M. M.; STÜRMER, S. L.; RYGIEWICZ, P. T. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi along a sand dune stabilization gradient: A case study at Praia da Joaquina, South Brazil. **Mycoscience**, v.42, p. 379–387, 2001.

COUTINHO, E. S.; FERNANDES, G. W.; BERBARA, R. L. L.; VALÉRIO, H. M.; GOTO, B. T. Variation of arbuscular mycorrhizal fungal communities along an altitudinal gradient in rupestrian grasslands in Brazil. **Mycorrhiza**, v. 25, p. 627–638, 2015.

DANTAS, B. L.; WEBER, O. B.; MACIEL NETO, J. P.; ROSSETTI, A. G.; PAGANO, M. C. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em pomar orgânico no semiárido cearense. **Ciência Rural**, v. 45, n. 8, p. 1480-1486, 2015.

DOUBKOVÁ, P.; VLASAKOVA, E.; SUDOVÁ, R. Arbuscular mycorrhizal symbiosis alleviates drought stress imposed on *Knautia arvensis* plants in serpentine soil. **Plant and Soil**, v. 370, n. 1, p. 149-161, 2013.

ELHINDI, K. M.; EL-DIN, A. S.; ELGORBAN, A. M. The impact of arbuscular mycorrhizal fungi in mitigating salt-induced adverse effects in sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 24, p. 170–179, 2017.

EVELIN, H.; KAPOOR, R.; GIRI B. Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: A review. **Annals of Botany**, v. 104, p. 1263–1280, 2009.

FERNANDES, R. A.; FERREIRA, D. A.; SAGGIN-JUNIOR, O. J.; STÜRMER, S. L.; PAULINO, H. B.; SIQUEIRA, J. O.; CARNEIRO, M. A. C. Occurrence and species richness of mycorrhizal fungi in soil under different land use. **Canadian Journal of Soil Science**, v. 96, p. 271-280, 2016.

FOCCHI, S. S.; SOGLIO, F. K. D.; CARRENHO, R.; SOUZA, P. V. D.; LOVATO, P. E. Fungos micorrízicos arbusculares em cultivos de citros sob manejo convencional e orgânico. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v. 39, n. 5, p. 469-476, 2004.

FREITAS, R. O.; BUSCARDO, E.; NAGY, L.; MACIEL, A. B. S.; CARRENHO, R.; LUIZÃO, R. C. C. Arbuscular mycorrhizal fungal communities along a pedo-hydrological gradient in a Central Amazonian terra firme forest. **Mycorrhiza**, v. 24, p. 21-32, 2014.

GANGE, A. C.; BROWN, V. K.; SINCLAIR, G. S. Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: a determinant of plant community structure in early succession. **Functional Ecology (United Kingdom)**, v. 7, p. 616–622, 1993.

GEORGE, E. K.; HAUSSIER, G.; VETTERLEIN, E. G.; MARSCHNER, H. Water and nutrient translocation by hyphae of *Glomus mosseae*. **Canadian Journal of Botany**, v. 70, p. 2130-2137, 1992.

GIRI, B.; KAPOOR, R.; AGARWAL, L.; MUKERJI, K. G. Preinoculation with arbuscular mycorrhizae helps *Acacia auriculiformis* grow in degraded Indian wasteland soil. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v. 35, p. 193–204, 2004.

GOMES, S. P.; TRUFEM, S. F. B. FMAs (Glomales, Zygomycota) na ilha dos eucaliptos, represa do Guarapiranga, São Paulo, SP. **Acta botânica brasileira**, v. 12, n. 3, p. 393-401, 1998.

GOMIDE, P. H. O.; SILVA, M. L. N.; SOARES, C. R. F. S.; CARDOSO, E. L.; CARVALHO, F.; LEAL, P. L.; MARQUES, R. M.; STÜRMER, S. L. FMAs em

fitofisionomias do Pantanal da Nhecolândia, Mato Grosso do Sul. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, v. 38, p. 1114–1127, 2014.

GORZELAK, M. A.; ASAY, A. K.; PICKLES, B. J.; SIMARD, S. W. Inter-plant communication through mycorrhizal networks mediates complex adaptive behaviour in plant communities. **AoB PLANTS**, v. 7, p. 1–13, 2015.

HAZZOUI, Z.; MOUSTAKIME, Y.; JOUTEI, K. A. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi ad water stress on ultrastructurak change of glandular hairs and essential oil composition in *Oximum gratissimum*. **Chemical and Biological Tecnologies in Agriculture**, v. 4, n. 1, p. 1-13, 2017.

HU, W.; WU, Y.; XIN, G.; WANG, Y.; GUO, J.; PENG, X. Arbuscular mycorrhizal fungi and their influencing factors for *Aegiceras corniculatum* and *Acanthus ilicifolius* in southern China. **Pakistan Journal of Botany**, v. 47, p. 1581–1586, 2015.

JANOS, D. P. Vesicular-Arbuscular Mycorrhizae Affect Lowland Tropical Rain Forest Plant Growth. **Ecology**, v. 61, p. 151–162, 1980a.

JANOS, D. P. Mycorrhizae influence tropical succession. **Biotropica**, v. 12, p. 56–64, v. 1980b.

JIANG, S.; SHI, G.; MAO, L.; PAN, J.; AN, L.; LIU, Y.; FENG, H. Comparison of different PCR primers on detecting arbuscular mycorrhizal communities inside plant roots. **Acta Microbiologica Sinica**, v. 55, n. 7, p. 916-925, 2015.

JOBIM, K.; GOTO, B. T. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) in maritime sand dunes of Brazilian northeast. **Studies in Fungi**, v. 1, n. 1, p. 43-55, 2016.

JOHNSON, N. C.; GRAHAM, J. H.; SMITH, F. A. Functioning of mycorrhizal associatons along the mutualismo-parasitism continuum. **New Phytologist**, v. 135, n. 4, p. 575-785, 1997.

KASCHUK, G.; KUYPER, T. W.; LEFFELAAR, P. A.; HUNGRIA, M.; GILLER, K. E. Are the rates of photosynthesis stimulated by the carbon sink strength of rhizobial and arbuscular mycorrhizal symbioses? **Soil Biology and Biochemistry**, v. 41, p. 1233–1244, v. 2009.

KATSUYA, Y.; MINAKO, T. Mycorrhizal alleviation of acid soil stress in the swet potato (*Ipomoea batatas*). **Soil Biology and BiocheMistry**, v. 37, n. 8, p. 1569-1572, 2005.

KAWAHARA, A.; AN, G.; MIYAKAWA, S.; SONODA, J.; EZAWA, T. Nestedness in arbuscular mycorrhizal fungal communities along soil pH gradients in early primary succession: acid-tolerant fungi Are pH generalists. **Plos One**, v. 11, p. 1–20, 2016.

KIKVIDZE, Z.; ARMAS, C.; FUKUDA, K.; MARTÍNEZ-GARCÍA, L. B.; MIYATA, M.; ODA-TANAKA, A.; PUGNAIRE, F. I.; WU, B. The role of arbuscular mycorrhizae in primary succession: Differences and similarities across habitats. **Web Ecology**, v. 10, p. 50–57, 2010.

KRÜGER, M.; STOCKINGER, H.; KRÜGER, C.; SCHÜßLER, A. DNA-based species level detection of Glomeromycota: One PCR primer set for all arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 183, p. 212–223, 2009.

KRÜGER, C.; WALKER, C.; SCHÜßLER, A. *Scutellospora savannicola*: redescription, epitypification, DNA barcoding and transfer to Dentiscutata. **Mycological Progress**, v. 13, p. 1165–1178, 2014.

LAMMEL, D. R.; CRUZ, L. M.; MESCOLOTTI, D.; STÜRMER, S. L.; CARDOSO, E. J. B. N. Woody Mimosa species are nodulated by *Burkholderia* in ombrophylous forest soils and their symbioses are enhanced by arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). **Plant Soil**, v. 393, n. 1-2, p. 123-135, 2015.

LEAL, P. L.; SIQUEIRA, J. O.; STÜRMER, S. L. Switch of tropical Amazon forest to pasture affects taxonomic composition but not species abundance and diversity of arbuscular mycorrhizal fungal community. **Applied Soil Ecology**, v. 71, p. 72-80, 2013.

LEAL, P. L.; VARÓN-LÓPEZ, M.; PRADO, I. G. O.; SANTOS, J. V.; SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. Enrichment of arbuscular mycorrhizal fungi a contaminated soil after rehabilitation. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 47: 853-862, 2016.

LEAL, P. L.; STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Occurrence and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in trap cultures from soils under different land use systems in the Amazon, Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 40, p. 111-121, 2009.

LIMA, F. S.; SOUSA, C. S. Crescimento e nutrição de mudas de clones de eucalipto com fungos micorrízicos. **Pesquisa Agropecuaria Tropical**, v. 44, p. 110–118, 2014.

MACHINESKI, O.; BALOTA, E. L.; COLOZZI FILHO, A.; SOUZA, D. A.; SOUZA, J. R. P. Crescimento de mudas de peroba rosa em resposta à inoculação com FMAs. **Ciência Rural**, v. 39, p. 567–570, 2009.

MAHERALI, H.; KLIRONOMOS, J. N. Influence of phylogeny on fungal community assembly and ecosystem functioning. **Science**, v. 316, p. 1746-1748, 2007.

MARINHO, N. F.; CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L. Respostas de *Acacia mangium* Willd e *Sclerolobium paniculatum* Vogel a FMAs nativos provenientes de áreas degradadas pela mineração de bauxita na Amazônia. **Acta Botanica Brasilica**, v. 18, p. 141–149, 2004.

MARINHO, F.; SILVA, G. A.; FERREIRA, A. C.; VERAS, J. S. N.; SOUSA, N. M. F.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C.; OEHL, F. *Bulbospora mínima*, a new genus and a new species in the Glomeromycetes from semi-arid Northeast Brazil. **Sydowia**, v. 66, p. 313-323, 2014.

MCGUIRE, K. L.; HENKEL, T. W.; GRANZOW DE LA CERDA, I.; VILLA, G.; EDMUND, F.; ANDREW, C. Dual mycorrhizal status of non-dominant tree and liana species. **Mycorrhiza**, v. 18., n. 4, p. 217-222, 2008.

MEDINA, C. V.; KASCHUK, G.; ZANETTE, F. 2018 Colonization and spore richness of arbuscular mycorrhizal fungi in Araucaria nursery seedlings in Curitiba, Brazil. **Hindawi**, p. 1-6, 2018.

MELLO, A. H.; ANTONIOLLI, Z. I.; KAMINSKI, J.; SOUZA, E. L.; OLIVEIRA, V. L. Fungos arbusculares e ectomicorrízicos em áreas de eucalipto e de campo nativo em solo arenoso. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 16, n. 3, p. 293-301, 2006.

MELLO, C. M. A.; RAMALHO, I.; PONTES, J. S.; GOTO, B. T.; SILVA, G. A.; MAIA, L.C. 2012. Diversidade de FMAs em área de Caatinga, PE, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26; p. 938–943, 2012.

MERGULHÃO, A. C. E. S.; BURITY, H. A.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a gypsum mining impacted semiarid area. **Acta botânica brasiliensis**, v. 24, n. 4, p. 1052-1061, 2010.

MERGULHÃO, A. C. E. S.; FIGUEIREDO, M. V. B.; BURITY, H. A.; MAIA, L. C. Hospedeiros e ciclos sucessivos de multiplicação afetam a detecção de FMAs em áreas impactadas por mineração gesseira. **Revista Árvore**, v. 33, n. 2, p. 277-236, 2009.

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; BEVER, J. D. Discovery, measurement, and interpretation of diversity in symbiotic endomycorrhizal fungi. **Canadian Journal of Botany**, v. 73, p. 25–32, 1995.

MOREIRA, B. C.; RODRIGUES, A. L.; OLIVEIRA, S. F.; MIGUEL, P. S. B.; BAZZOLLI, D. M. S.; STÜMMER, S. L.; KASUYA, M. C. M. Arbuscular mycorrhizal fungi in the *Jatropha curcas* rhizosphere. **African Journal of Microbiology Research**, v. 9, n. 15, p. 1060-1074, 2015.

MOREIRA, M.; BARETTA, D.; TSAI, S. M.; CARDOSO, E. J. B. N. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in native and in replanted Araucaria forest. **Scientia Agricola**, v. 66, n. 5, p. 677-684, 2009.

MOREIRA, M.; NOGUEIRA, M. A.; TSAI, S. M.; GOMES-DA-COSTA, S. M.; CARDOSO, E. J. B. N. Sporulation and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Brazil Pine in the field and in the greenhouse. **Mycorrhiza**, v. 17, p. 519-526, 2007.

MOREIRA, M.; ZUCCHI, M. I.; GOMES, J. E.; TSAI, S. M.; ALVES-PEREIRA, A.; CARDOSO, E. J. B. N. *Araucaria angustifolia* aboveground roots presented high arbuscular mycorrhizal fungal colonization and diversity in the brazilian atlantic forest. **Pedosphere**, v. 26, n. 4, p. 561-566, 2016.

MOREIRA-SOUZA, M.; TRUFEM, S. F. B.; GOMES-DA-COSTA, S. M.; CARDOSO, E. J. B. N. Arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze. **Mycorrhiza**, v. 13, p. 211-215, 2003.

PAGANO, M. C.; ZANDAVALLI, R. B.; ARAÚJO, F. S. Biodiversity of arbuscular mycorrhizas in three vegetational types from the semiarid of Ceará State, Brazil. **Applied Soil Ecology**, v. 67, p. 37-46, 2013.

PAGANO, M. C.; SCOTTI, M. R. Arbuscular and ectomycorrhizal colonization of two *Eucalyptus* species in semiarid Brazil. **Mycoscience**, v. 49, p. 379–384, 2008.

PAGANO, M. C.; SCOTTI, M. R.; CABELLO, M. N. Effect of the inoculation and distribution of mycorrhizae in *Plathymenia reticulata* benth under monoculture and mixed plantation in Brazil. **New Forests**, v. 38, p. 197–214, 2009.

PEREIRA, A. P. A.; SANTANA, M. C.; BONFIM, J. A.; MESCOLOTTI, D. L.; CARDOSO, E. J. B. N. Digging deeper to study the distribution of mycorrhizal arbuscular fungi along the soil profile in pure and mixed *Eucalyptus grandis* and *Acacia mangium* plantations. **Applied Soil Ecology**, v. 128, p. 1-11, 2018.

PEREIRA, C. M. R.; SILVA, D. K. A.; FERREIRA, A. C. A.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Atlantic forest areas under different land uses. **Agriculture, ecosystems and Environment**, v. 185, p. 245-252, 2014.

PONTES, J. S.; OEHL, F.; MARINHO, F.; COYNE, D.; SILVA, D. K. A.; YANO-MELO, A.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Brazil's Caatinga and experimental agroecosystems. **Biotropica**, v. 49, n. 3, p. 413-427, 2017a.

PONTES, J. S.; OEHL, F.; PEREIRA, C. D.; MACHADO, C. T. T.; COYNE, D.; SILVA, D. K. A.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi the Brazilian's Cerrado and in soybean under conservatio and conventional tillage. **Applied Soil Ecology**, v. 117-118, p. 178-189, 2017b.

PURIN, S.; FILHO O. K.; STÜRMER, S. L. Mycorrhizae activity and diversity in conventional and organic apple orchards from Brazil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 38, p. 1831–1839, 2006.

RHODES, L. H.; GERDEMANN, J. W. Translocation of calcium and phosphate by external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizae. **Soil Science**, v. 126, p. 125–126, 1978.

ROWE, H. I.; BROWN, C. S.; CLAASSEN, V. P. Comparisons of mycorrhizal responsiveness with field soil and commercial inoculum for six native montane species and *Bromus tectorum*. **Restoration Ecology**, v. 15, p. 44–52, 2007.

SANTOS, F. E. F.; CARRENHO, R. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em remanescente florestal impactado (Parque Cinqüentenário - Maringá, Paraná, Brasil). **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 2, p. 508-516, 2011.

SANTOS, R. S.; SCORIZA, R. N.; FERREIRA, J. S. Fungos micorrízicos arbusculares em diferentes coberturas florestais em Vitória da Conquista, Bahia. **Floresta e Ambiente**, v. 20, p. 344–350, 2013.

SANTOS, R. S.; BARRETO-GARCIA, P. A. B.; SCORIZA, R. N. Fungos micorrízicos arbusculares e serapilheira como indicadores do efeito de borda em fragmento de floresta estacional. **Ciência Florestal**, v. 28, n. 1, p. 324-335, 2018.

SCHIAVO, J. A.; MARTINS, M. A.; RODRIGUES, L. A. Crescimento de mudas de *Acacia mangium*, *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis*, inoculadas com fungos micorrízicos, em casa-de-vegetação e em cava-de-extração de argila. **Acta Scientiarum – Agronomy**, v. 32, p. 171–178, 2010.

SCHNEIDER, J.; BUNDSCHUH, J.; NASCIMENTO, C. W. A. Arbuscular Mycorrhizal fungi assisted phytoremediation of a lead-contaminated site. **Science of the Total Environment**, v. 572, p. 86-97, 2016.

SCHNEIDER, J.; STÜRMER, S. L.; GUILHERME, L. R. G.; MOREIRA, F. M. S.; SOARES, C. R. F. S. Arbuscular mycorrhizal fungi in arsenic-contaminated areas in Brazil. **Journal of Hazardous Materials**, v. 262, p. 1105-1115, 2013.

SCHULDT, A.; BRUELHEIDE, H.; BUSCOT, F.; ASSMANN, T.; ERFMEIER, A.; KLEIN, A.; MA, K.; SCHOLTEN, T.; STAAB, M.; WIRTH, C. Belowground top-down and aboveground bottom-up effects structure multitrophic community relationships in a biodiverse forest. **Scientific Reports**, v. 7, p. 1–10, 2017.

SHI, N.; GAO, C.; ZHENG, Y.; GUO, L. Arbuscular mycorrhizal fungus identity and diversity influence subtropical tree competition. **Fungal Ecology**, v. 20, p. 115–123, 2016.

SIEVERDING, E.; SILVA, G. A.; BERNDT, R.; OEHL, F. *Rhizoglosum*, a new genus of the Glomeraceae. **Mycotaxon**, v. 129, n. 2, p. 373-386, 2014.

SILVA, C. F.; ARAÚJO, J. L. S.; SILVA, E. M. R.; PEREIRA, M. G.; SCHIAVO, J. A.; FREITAS, M. S. M.; SAGGIN-JUNIOR, O. J.; MARTINS, M. A. Comunidade de fungos micorrízicos arbusculares: Diversidade, composição e glomalina em área revegetada com Sesbânia. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 38, p. 423–431, 2014a.

SILVA, C. F.; PEREIRA, M. G.; SANTOS, V. L.; MIGUEL, D. L.; SILVA, E. M. R. FMAs: Composição, comprimento de micélio extrarradicular e glomalina em

áreas de Mata Atlântica, Rio de Janeiro. **Ciência Florestal**, v. 26, n. 2, p. 419-433, 2016.

SILVA, D. K. A.; COUTINHO, F. P.; ESCOBAR, I. E. C.; SOUZA, R. G.; OEHL, F.; SILVA, G. A.; CAVALCANTE, U. M. T.; MAIA, L. C. The community of arbuscular mycorrhizal fungi in natural and revegetated coastal areas (Atlantic Forest) in northeastern Brazil. **Biodiversity and Conservation**, v. 24, p. 2213-2226, 2015a.

SILVA, D. K.; SOUZA, R. G.; VELEZ, B. A. A.; SILVA, G. A.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Communities of arbuscular mycorrhizal fungi on a vegetation gradient in tropical coastal dunes. **Applied Soil Ecology**, v. 96, p. 7-17, 2015b.

SILVA, D. K. A.; PEREIRA, C. M. R.; SOUZA, R. G.; SILVA, G. A.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in restinga and dunes areas in Brazilian Northeast. **Biodiversity Conservation**, v. 21, p. 2361-2373, 2012.

SILVA, G. A.; SIQUEIRA, J. O.; STÜRMER, S. L. Eficiência de FMAs isolados de solos sob diferentes sistemas de uso na região do Alto Solimões na Amazônia. **Acta Amazônica**, v. 39, n. 3, p. 477-488, 2009.

SILVA, G. A.; TRUFEM, S. F. B.; SAGGIN JUNIOR, O. J.; MAIA, L. C. Arbuscular mycorrhizal fungi in a semiarid copper mining area in Brazil. **Mycorrhiza**, v. 15, p. 47-53, 2005b.

SILVA, I. R.; MELLO, C. M. A.; FERREIRA NETO, R. A.; SILVA, D. K. A.; MELO, A. L.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi along na environmental gradiente in the Brazilian semiarid. **Applied Soil Ecology**, v. 84, p. 166-175, 2014b.

SILVA, I. R.; SILVA, D. K. A.; SOUZA, F. A.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Changes in arbuscular mycorrhizal fungal communities along a river delta island in northeastern Brazil. **Acta Oecologica**, v. 79, p. 8-17, 2017a.

SILVA, I. R.; SOUZA, F. A.; SILVA, D. K. A.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Patterns of arbuscular mycorrhizal fungal distribution on Mainland and Island sandy coastal plain ecosystems in Brazil. **Microbial Ecology**, v. 74, p. 654-669, 2017b.

SILVA, X. S.; FIGUEIREDO, M. V. B.; SILVA, G. A.; GOTO, B. T.; OLIVEIRA, J. P.; BURITY, H. A. FMAs em áreas de plantio de leucena e sábia no estado de Pernambuco. **Árvore**, v. 31, n. 3, p. 427-435, 2007.

SIMARD, S. W.; PERRY, D. A.; JONES, M. D.; MYROLD, D. D.; DURALL, D. M.; MOLINA, R. Net transfer of carbon between ectomycorrhizal tree species in the field. (Cover story). **Nature**, v. 388, p. 579-582, 1997.

SKUJINS, J.; ALLEN, M. F. Use of mycorrhizae for land rehabilitation. **MIRCEN Journal of Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 2, p. 161-176, 1986.

SMITH, F. A.; SMITH, S. E. How useful is the mutualismo-parasitism continuum of arbuscular mycorrhizal functioning? **Plant Soil**, v. 363, p 7-18, 2013.

SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal symbiosis**. 3rd edn: Academic Press, 2008.

SOUSA, C. S.; MENEZES, R. S. C.; SAMPAIO, E. V. S. B.; LIMA, F. S.; MAIA, L. C.; OEHL, F. Arbuscular mycorrhizal fungi in sucessional stages of caatinga in the semi-arid region of Brazil. **Ciência Florestal**, v. 24, n. 1, p. 137-148, 2014.

SOUSA, C. S.; MENEZES, R. S. C.; SAMPAIO, E. V. S. B.; LIMA, F. S.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Arbuscular mycorrhizal fungi within agroforestry and tradicional land use systems in semi-arid Northeast Brazil. **Acta Scientiarum**, v. 35, n. 3, p. 307-314, 2013.

SOUSA, N. M. F.; VERESOGLOU, S. D.; OEHL, F.; RILIG, M. C.; MAIA, L. C. Predictors of Arbuscular Mycorrhizal Fungal Communities in the Brazilian Tropical Dry Forest. **Microbial Ecology**, v. 73, n. 2, p. 447-458, 2017.

SOUZA, R. G.; GOTO, B. T.; SILVA, D. K. A.; SILVA, F. S. B.; SAMPAIO, E. V. S. B.; MAIA, L. C. The role of arbuscular mycorrhizal fungi and cattle manure in the establishment of *Tocoyena selloana* Schum. in mined dune areas. **European Journal of Soil Biology**, v. 46, p. 237-242, 2010.

SOUZA, R. G.; MAIA, L. C.; SALES, M. F.; TRUFEM, S. F. B. Diversidade e potencial de infectividade de fungos micorrizicos arbusculares em área de caatinga, na região do Xingó, estado de Alagoas, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 26, n. 1, p. 49-60, 2003b.

SOUZA, R. G.; SILVA, D. K. A.; MELLO, C. M. A.; GOTO, B. T.; SILVA, F. S. B.; SAMPAIO, E. V. S. B.; MAIA, L. C. Arbuscular mycorrhizal fungi in revegetated mined dunes. **Land Degradation & Development**, v. 24, p. 147-155, 2013.

SOUZA, T. A. F.; RODRIGUEZ-ECHEVERRÍA, S.; ANDRADE, L. A.; FREITAS, H. Arbuscular mycorrhizal fungi in *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir from Brazilian semi-arid. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 47, p. 359-366, 2016.

SPATAFORA, J. W.; CHANG, Y.; BENNY, G. L.; LAZARUS, K.; SMITH, M. E.; BERBEE, M. L.; BONITO, G.; CORRADI, N.; GRIGORIEV, I.; GRYGANSKY, A.; JAMES, T. Y.; O'DONNELL, K.; ROBERSON, R. W.; TAYLOR, T. N.; UEHLING, J.; VILGALYS, R.; WHITE, M. M.; STAJICH, J. E. A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. **Mycologia**, v. 108, n.5, 1028-1046, 2016.

STÜRMER, S. L.; KLAUBERG FILHO, O.; QUEIROZ, M. H.; MENDONÇA, M. M. Occurrence of arbuscular mycorrhizal fungi in soils of early stage of a secondary succession of Atlantic Forest in South Brazil. **Acta botanica brasílica**, v. 20, n. 3, p. 513-521, 2006.

STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. **Mycorrhizal**, v. 21, p. 255-267, 2011.

STÜRMER, S. L.; STÜRMER, R.; PASQUALINI, D. Taxonomic diversity and community structure of arbuscular mycorrhizal fungi (Phylum Glomeromycota) in three maritime sand dunes in Santa Catarina state, south Brazil. **Fungal Ecology**, v. 6, p. 27–36, 2013.

TEIXEIRA, A. F. S.; KEMMELMEIER, K.; MARASCALCHI, M. N.; STÜRMER, S. L.; CARNEIRO, M. A. C.; MOREIRA, F. M. S. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in an iron mining area and its surroundings: Inoculum potential, density, and diversity of spores related to soil properties. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 41, n. 5, p. 511-525, 2017.

TEIXEIRA-RIOS, T.; SILVA, D. K. A.; GOTO, B. T.; YANO-MELO, A. M. Seasonal differences in arbuscular mycorrhizal fungal communities in two woody species dominating semiarid caatinga forests. **Folia Geobotanica**, v. 53, n. 2, p. 191-200, 2018.

TEIXEIRA-RIOS, T.; SOUZA, R. G.; MAIA, L. C.; OEHL, F.; LIMA, C. E. P. Arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid limestone mining-impacted area of Brazil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 27, n. 4, p. 688-693, 2013.

TRINDADE, A. V.; SIQUEIRA, J. O.; STÜRMER, S. L. Arbuscular mycorrhizal fungi in papaya plantations of Espírito Santo and Bahia, Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 37, p. 283-289, 2006.

UIBOPU, A.; MOORA, M.; SAKS, Ü.; DANIELL, T.; ZOBEL, M.; ÖPIK, M. Differential effect of arbuscular mycorrhizal fungal communities from ecosystems along management gradient on the growth of forest understorey plant species. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 41, p. 2141–2146, 2009.

USHIO, M.; FUJIKI, Y.; HIDAKA, A.; KITAYAMA, K. Linkage of root physiology and morphology as an adaptation to soil phosphorus impoverishment in tropical montane forests. **Functional Ecology**, v. 29, p. 1235–1245, 2015.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; BARDGETT, R. D.; VAN STRAALLEN, N. M. The unseen majority: Soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. **Ecology Letters**, v. 11, p. 296–310, 2008.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; KLIRONOMOS, J. N.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, P.; STREITWOLF-ENGEL, R.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. R. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v. 74, p. 69–72, 1998.

VASAR, M.; ANDRESON, R.; DAVISON, J.; JAIRUS, R.; MOORA, M.; REMM, M.; YOUNG, J. P. W.; ZOBEL, M.; ÖPIK, M. Increased sequencing depth does not increase captured diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 27, p. 761-773, 2017.

VASCONCELLOS, R. L. F.; BONFIM, J. A.; BARETTA, D.; CARDOSO, E. J. B. N. Arbuscular mycorrhizal fungi and glomalin-related soil protein as potential indicators of soil quality in a recuperation gradient of the atlantic forest in Brazil. **Land degradation & Development**, v. 27, p. 325-334, 2016.

VIEIRA, C. K.; MARASCALCHI, M. N.; RODRIGUES, A. V.; ARMAS, R. D.; STÜRMER, S. L. Morphological and molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in revegetated iron-mining site has the same magnitude of adjacent pristine ecosystems. **Journal of environmental sciences**, v. 67, p. 330-343, 2017.

VOZZO, J. A.; HACKSKAYLO, E. Inoculation of *Pinus caribaea* with ectomycorrhizal fungi in Puerto Rico. **Forest science**, v. 17, p. 239 -245, 1971.

WEHNER, J.; ANTUNES, P. M.; POWELL, J. R.; CARUSO, T.; RILLING, M. C. Indigenous arbuscular mycorrhizal fungal assemblages protect grassland host plants from pathogens. **Plos One**, v. 6, n. 11, p. 27381, 2011. Doi: 10.1371/journal.ponr.0027381.

ZANDAVALLI, R. B.; STÜRMER, S. L.; DILLENBURG, L. R. Species richness of arbuscular mycorrhizal fungi in forests with *Araucaria* in Southern Brazil. **Hoehnea**, v. 35, p. 63–68, 2008.

ZANGARO, W.; ALVES, R. A.; SOUZA, P. B.; ROSTIROLA, L. V.; LESCANO, L. E. A. M.; RONDINA, A. B. L.; NOGUEIRA, M. A. Succession and environmental variation influence soil exploration potential by fine roots and mycorrhizal fungi in an Atlantic ecosystem in southern Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 30, p. 237–248, 2014.

ZANGARO, W.; BONONI, V. L. R.; TRUFEN S. B. Mycorrhizal dependency, inoculum potential and habitat preference of native woody species in South Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 16, p. 603–622, 2000.

ZANGARO, W.; ROSTIROLA, L.V.; SOUZA, P.B.; ALVES, R.A.; LESCANO, L.E.A.M.; RONDINA, A.B.L.; NOGUEIRA, M.A.; CARRENHO, R. Root colonization and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi in distinct successional stages from Atlantic rainforest biome in southern Brazil. **Mycorrhiza**, v. 23, p. 221-223, 2013.

ZANGARO, W.; TOREZAN, J. M. D.; ROSTIROLA, L. V.; SOUZA, P. B.; NOGUEIRA, M. A. Influence of mycorrhizas, organic substrates and container volumes on the growth of *Heliocarpus popayanensis* Kunth. **Cerne**, v. 21, p. 395–403, 2015.

CAPITULO 2 – RIQUEZA E POTENCIAL DE INOCULO DE FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES EM TESTES CLONAIIS DE ACACIA MEARNSII NO RIO GRANDE DO SUL

RESUMO

Fungos micorrízicos arbusculares são fundamentais para o desenvolvimento de espécies vegetais. A ocorrência desses fungos em reflorestamentos pode aprimorar o desenvolvimento de plantas. Apesar dos reflorestamentos de *Acacia mearnsii* serem uma atividade rentável e importante para o estado do Rio Grande do Sul, pouco se sabe sobre o efeito dos testes clonais nas comunidades de FMAs presentes no solo, bem como o potencial de inóculo que estas áreas possuem. O potencial de inóculo permite identificar o quanto que micorizas existentes em uma determinada área conseguem colonizar as plantas locais. O objetivo desse trabalho foi avaliar o impacto que a monocultura de *A. mearnsii* causa na riqueza de FMAS, bem como o potencial que esses solos possuem em inocular FMAs em plantas. Foram coletados solos de reflorestamento, campo e floresta nativa em dois municípios: Cristal/RS e Jaguarão/RS e dispostos em dois experimentos. No primeiro experimento, o solo foi disposto em cultura armadilha num viveiro em fatorial: 2 (Cristal e Jaguarão) x 3 (teste clonal, campo nativo e floresta nativa secundária) x 2 hospedeiros (*A. mearnsii* e *B. brizantha*) resultando em doze tratamentos. No experimento 2, o solo foi disposto em fatorial: 2 cidades (Cristal x Jaguarão) x 3 ecossistemas (reflorestamento de *A. mearnsii* x Campo x Nativa) x 2 diluições (100 e 10%), resultando em 12 tratamentos. Ambos os ensaios foram distribuídos em blocos ao acaso com quatro repetições. No primeiro experimento, apesar de não haver diferença estatística entre densidade de esporos, a maior densidade ocorreu na área nativa em Jaguarão e Campo em Cristal. Foram observadas 33 espécies de FMAs distribuídos em 13 gêneros. A maior riqueza de espécies ocorreu no campo. Houve variação da riqueza conforme a planta hospedeira utilizada. Os manejos das áreas florestais não alteraram a densidade de esporos de FMA. Mas a planta hospedeira e o histórico da área podem sugerir a ocorrência de determinadas espécies de FMAs. A riqueza de espécies de FMAs não teve correlação com os atributos químicos e a textura do solo. No segundo experimento, apenas as diluições e as áreas apresentaram diferença estatística isoladamente. O reflorestamento apresentou maior colonização, enquanto que a menor ocorreu nas áreas nativas. De acordo com o ensaio, o uso da diluição de 10% permite reduzir a coleta de solo no campo. O potencial de inóculo nas áreas estudadas não esteve diretamente ligado aos atributos químicos e a textura do solo.

Palavras-chave: Acácia-negra, associações simbióticas, diversidade, reflorestamento.

ABSTRACT

The occurrence of Arbuscular mycorrhizal fungi – AMF - in reforestation can improve the development of plants. Despite the reforestation of *Acacia mearnsii* being a profitable and important activity for the state of Rio Grande do Sul, little is known about the effect of clonal tests on AMFs communities present in the soil, as well as the inoculum potential that these areas have. The inoculum potential allows to identify how much mycorrhizae existing in a given area can colonize local plants. The objective of this work was to evaluate the impact that *A. mearnsii* monoculture has on AMFs richness, as well as the potential that these soils have in inoculating AMFs in plants. Soil from reforestation, field and native forest were collected in two municipalities: Cristal/RS and Jaguarão/RS and arranged in two experiments. In the first experiment, the soil was placed in a trap culture in a nursery. The design used was factorial: 2 (Cristal and Jaguarão) x 3 (clonal test, native field and secondary native forest) x 2 hosts (*A. mearnsii* and *B. brizantha*) resulting in twelve treatments. In experiment 2, the soil was arranged in factorials: 2 cities (Cristal and Jaguarão) x 3 ecosystems (clonal test, native field and secondary native forest) x 2 dilutions (100 and 10%), resulting in 12 treatments. Both experiments were distributed in blocks at random with four replications. In the first experiment, although there was no statistical difference between spore density, the highest density occurred in the native area in Jaguarão and field in Cristal. We observed 33 species of AMFs distributed in 13 genera. The greatest species richness occurred in the field. There was variation in richness according to the host plant used. The management of forest areas did not change the spore density of AMFs. But the host plant and the history of the area may suggest the occurrence of certain species of AMFs. The richness of AMFs species was not correlated with chemical attributes and soil texture. In the second experiment, only the dilutions and areas showed statistical difference in isolation. Reforestation had the highest colonization, while the lowest occurred in native areas. According to the test, the use of a 10% dilution allows to reduce soil collection in the field. The inoculum potential in the studied areas was not directly linked to the chemical attributes and the texture of the soil.

Key-words: Black-wattle, diversity, reforestation, symbiotic associations.

1 INTRODUÇÃO

Fungos micorrízicos arbusculares - Filo Mucoromycota, subfilo Glomeromycotina (SPATAFORA et al., 2016) realizam associações simbióticas obrigatórias com a maior parte das plantas terrestres. Essa associação está presente em cerca de 80 % das plantas terrestres (SMITH; READ, 2008). Esta associação permite maior absorção de nutrientes pela planta, como P e N (GEORGE et al., 1995), maior tolerância ao estresse hídrico (FOLLI-PEREIRA et al., 2012), ambientes salinos (FROSI et al., 2017), a acidez do solo (KAWAHARA et al., 2016), as temperaturas altas, variações climáticas (SOUDZILOVSKAI et al., 2015) e proteção contra patógenos.

O Brasil possui grande diversidade de FMAs. Atualmente, em ecossistemas florestais, foram observadas 164 espécies (Capítulo 1). Esses FMAs, aliados as espécies hospedeiras e as características do meio podem auxiliar a estabilidade das florestas, principalmente em ambientes de baixa fertilidade e estressados. Foi identificado que mudanças climáticas, pesticidas, a ocorrência de metais pesados, excesso de fertilizantes, patógenos e fragmentação de habitat impactam diretamente as micorrizas e contribuem para o declínio das árvores (SAPSFORD et al., 2017).

A compreensão da dinâmica de FMAs nos diferentes usos do solo pode auxiliar no melhor manejo de áreas de reflorestamento, podendo ser usados como indicadores de qualidade do solo, principalmente quando a ocorrência da micorriza está associada a ocorrência de espécies florestais que tenham algum tipo de dependência de FMAs. Acredita-se que espécies florestais com alta dependência de FMAs em campo terão maior probabilidade de produção e desenvolvimento quando na presença de FMAs, mesmo em solos com baixa disponibilidade de P.

Muitas das propriedades dos solos são decorrentes das atividades de microrganismos como micorrizas. Os FMAs, por terem importantes papéis na ecologia do solo, podem ser usados como estratégia para maximizar a produção e a sustentabilidade de ecossistemas (FITTER et al., 2011). Porém em cada solo, os FMAS podem diferir na composição e na intensidade com que colonizam raízes, variando conforme as condições do solo (BONFIM et al., 2016).

A diversidade microbiológica do solo pode variar com a fertilidade do solo (VAN DER HEIJDEN et al., 2008), e esta diversidade de FMAs também atua na taxa de decomposição da serapilheira, além de alterar a comunidade de fungos e bactérias locais (GUI et al., 2017). O pH e a matéria orgânica podem beneficiar o desenvolvimento da simbiose micorrízica (BONFIM et al., 2016).

O uso de FMAs como indicadores de qualidade do solo, bem como o uso dos mesmos no manejo é uma ferramenta que pode auxiliar na sustentabilidade dos sistemas de produção – agroflorestal, reflorestamentos comerciais, plantio direto e plantio convencional - e de florestas nativas. A comunidade de FMAs tem a capacidade de influenciar (VAN DER HEIJDEN, et al., 2008) e ser influenciada pela cobertura vegetal. Mesmo que um ambiente seja intensivamente manejado, o ecossistema pode oferecer o serviço simbiótico necessário para a restauração do meio (UIBOPUU et al., 2009).

Um dos meios de fazer a avaliação da diversidade de FMAs é por meio de culturas armadilhas, em que são misturados solo a ser analisado com o material inerte, facilitando a identificação de espécies de FMAs. A seleção da planta hospedeira pode favorecer a identificação de maior número de espécies de FMAs ou/e a esporulação (CARRENHO et al., 2002, MERGULHÃO et al., 2009).

O conhecimento do efeito desses fungos, que aliado a outras informações, como a textura e atributos químicos do solo, pode dar um instrumento ao produtor meios de garantir melhor manejo do solo e de produção de uma área. Para prever o efeito do uso da terra na comunidade de FMAs, deve-se levar em conta o potencial micorrízico no habitat local (SEPP et al, 2018).

Em florestas da região Sul do Brasil, a ocorrência de fungos passa a ser mais importante para garantir produtividade da floresta principalmente em períodos de estresse hídrico e climático. Dentre as espécies florestais importantes para a produção silvicultural brasileira destaca-se a *Acacia mearnsii*.

A silvicultura de *Acacia mearnsii* é importante para o desenvolvimento econômico de empresas e pequenas propriedades florestais no Rio Grande do Sul. A produção desta espécie atinge mais de 100.000 ha (AGEFLOR, 2016) no Rio Grande do Sul, beneficiando principalmente cerca de 35.000 famílias de pequenos agricultores.

Esta espécie, originária da Austrália, foi introduzida no Brasil visando a produção de tanino usado na indústria do couro (ATTIAS et al., 2013). Essa espécie, por ser leguminosa, realiza associações simbióticas com bactérias fixadoras de nitrogênio (VARGAS et al., 2007). Ela também se associa com fungos micorrízicos arbusculares (MELLO et al., 2008).

A produção florestal aliada a métodos silviculturais, o melhoramento genético e os ciclos rápidos de produção podem resultar em desperdício e/ou o uso excessivo de matérias como adubos no solo. O uso incorreto desses nutrientes que, por sua vez pode causar grande impacto no solo, alteram a microbiota do solo. Mas ainda não é claro se uma monocultura florestal pode causar alterações na comunidade microbiana micorrízica, principalmente quando comparado com áreas adjacentes em que não houve o manejo florestal.

A hipótese trabalhada é que monoculturas florestais de *A. mearnsii* impactam a comunidade de FMAs, aumentando a produção de esporos devido ao estresse que o manejo causa, porém a riqueza de FMAs estará aliada aos atributos do solo e as características do ecossistema que se encontram. O objetivo do estudo foi avaliar impactos que a *A. mearnsii* pode causar na riqueza de FMAs em relação a áreas adjacentes. Além disso, foi avaliado o potencial de inoculo de FMAs nos testes clonais de *A. mearnsii* comparando com diferentes coberturas do solo em Cristal (RS) e Jaguarão (RS), e como os atributos químicos e a textura do solo podem estar contribuindo para esta informação.

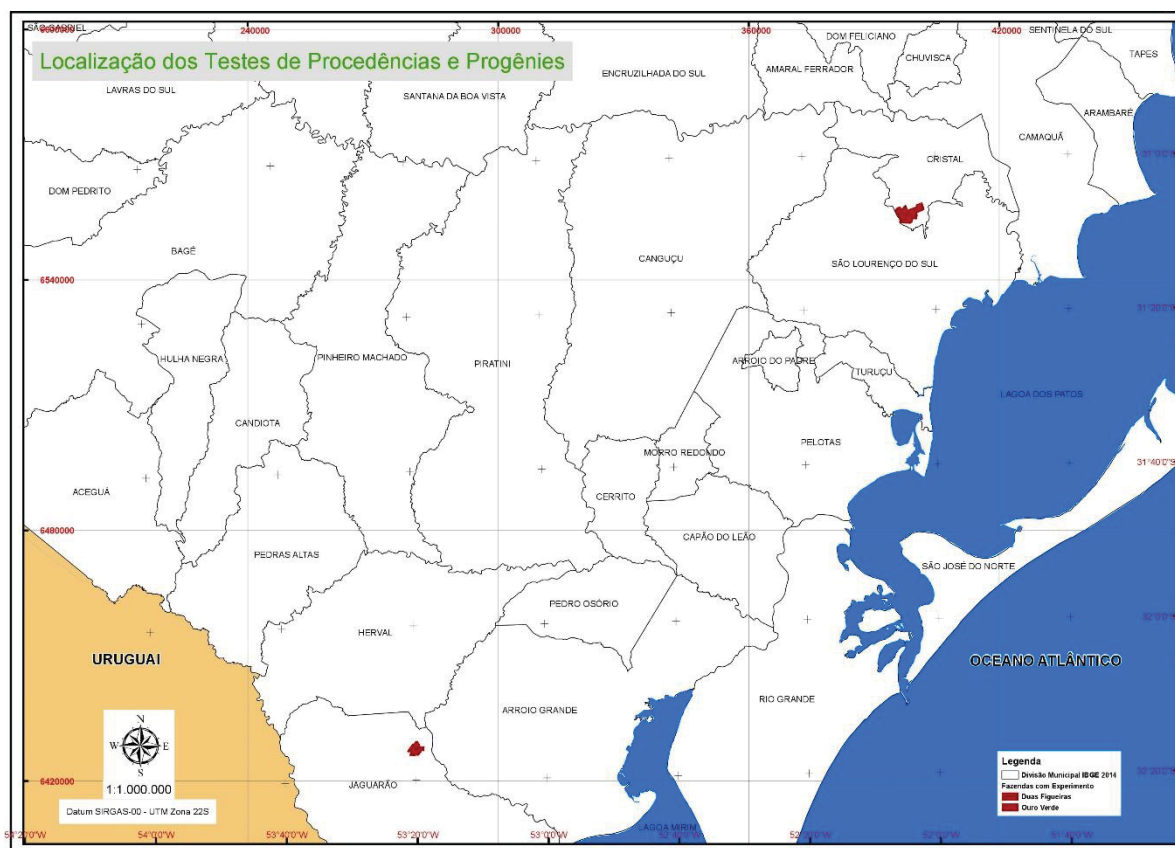
2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 CARACTERIZAÇÃO DAS ÁREAS DE ESTUDO

Foram selecionadas três áreas de estudos – teste clonal de *A. mearnsii*, área de mata nativa secundária e área de campo, sendo ambas as áreas adjacentes, localizadas nos municípios de Cristal e Jaguarão, pertencentes a região de Piratini/RS (Figura 1). Os municípios estão localizados no bioma Pampa, e têm classificação climática Cfa, os solos presentes são Neossolos regolíticos distróficos em Cristal (MOCHIUTTI, 2007) e Litossolos brunizem em Jaguarão (CUNHA et al., 1996). Cristal está localizada entre duas fitofisionomias:

Floresta Estacional Semidecidual e Estepe enquanto que Jaguarão está localizada entre as fitofisionomias Floresta Estacional Decidual e Estepe.

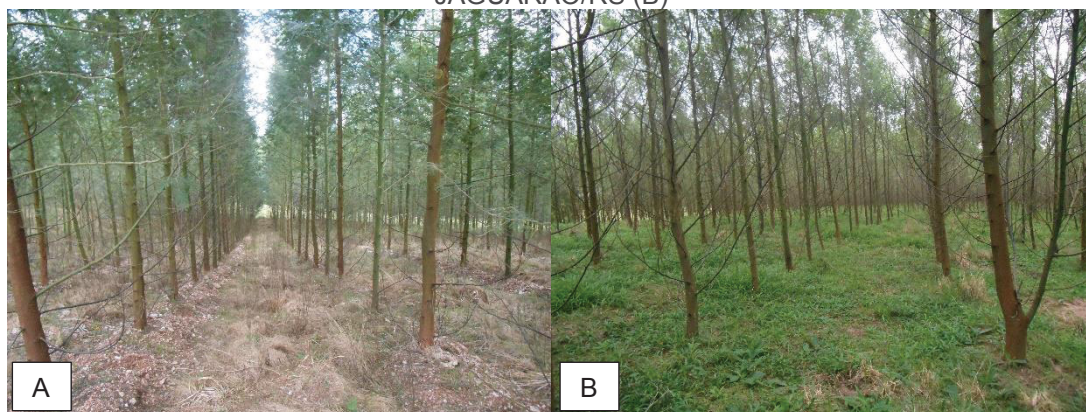
FIGURA 1 – LOCALIZAÇÃO DOS TESTES CLONAIS NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS, (FAZENDA OURO VERDE), E JAGUARÃO/RS, (FAZENDA DUAS FIGUEIRAS).



FONTE: TANAGRO, 2018

1. *Teste clonal*: O teste foi instalado nos dois municípios, em delineamento em blocos ao acaso. Na época da avaliação, as áreas tinham mesma idade – 1 ano e meio. Para a preparação do solo para o plantio foi feita a subsolagem e aplicação de adubo - 80 g de NPK formulado (4:12:08) por cova. No município de Jaguarão/RS, anteriormente a instalação, a área era composta de campo nativo. Em Cristal/RS, inicialmente a área era composta de campo nativo, posteriormente houve oito ciclos de plantio de *A. mearnsii*. Após, foi realizado plantio de soja durante um ano, para então ser instalado o teste clonal (Figura 2)

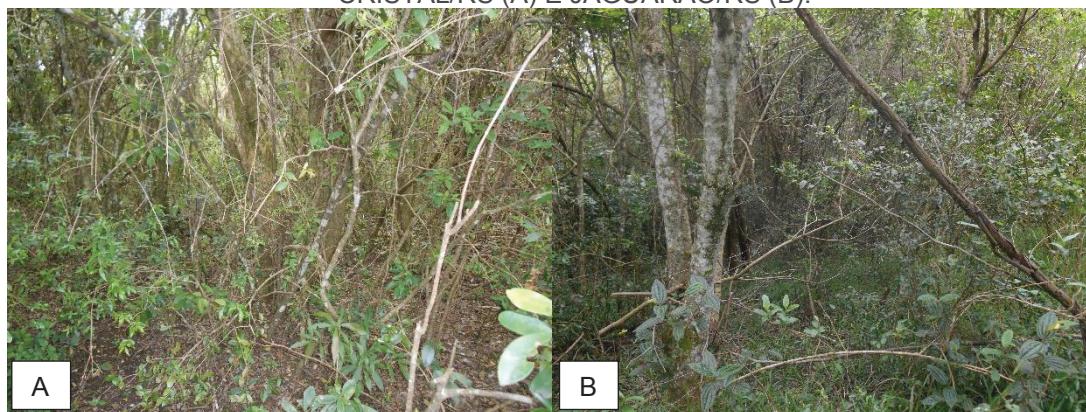
FIGURA .2 – DETALHE DO TESTE CLONAL NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS (A) E JAGUARÃO/RS (B)



FONTE: O autor (2016)

2. *Floresta nativa secundária*: Nessa área, houve predomínio de gramíneas e ervas nativas com altura entre 0,5 a 1,5 de altura e arbustos e árvores espaçadas, com 2,0 a 8,0 m de altura. (Figura 3).

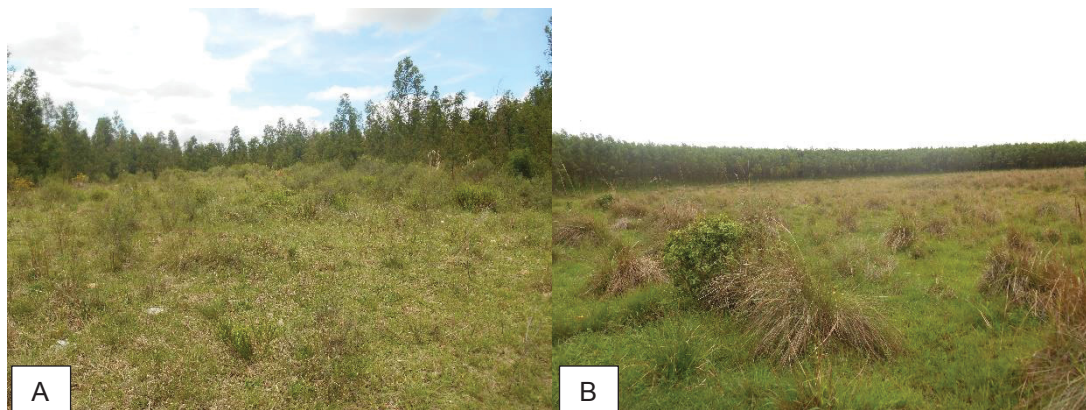
FIGURA 3 – DETALHE DA FLORESTA NATIVA SECUNDÁRIA NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS (A) E JAGUARÃO/RS (B).



FONTE: O autor (2016)

3. *Campo nativo*: As áreas de campo nativo de Cristal apresentaram gramíneas e ervas nativas com 0,1 a 1,0 m de altura, com arbustos e árvores nativas bem espaçadas, com altura de até 1,5 m. Havia a presença de pastejo. No município de Jaguarão, o solo apresentava presença de afloramentos rochosos, enquanto que Cristal, a área de campo nativo não apresentou estes afloramentos (Figura 4). Em ambos os municípios havia a presença de pastejo.

FIGURA 4 – DETALHE DO CAMPO NATIVO NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS (A) E JAGUARÃO/RS (B) RESPECTIVAMENTE.



FONTE: O autor (2016)

Em cada área foi realizada coleta de 10 amostras de solo de forma aleatória, com distancia aproximadamente de 2 metros entre cada coleta, resultando 10 amostras de 2 kg de solo, na profundidade de 0-20 cm, totalizando 20 kg de solo para cada área (teste clonal, campo nativo e floresta nativa secundária). A coleta foi realizada utilizando uma pá quadrada. As coletas foram realizadas durante novembro de 2015. Estas amostras foram usadas para o ensaio de cultura armadilha, para o ensaio de potencial de inóculo, análise química e textural do solo.

2.2 EXPERIMENTO 1: CULTURAS ARMADILHAS

O ensaio foi disposto em viveiro, no município de Curitiba/PR, e instalado na semana seguinte a coleta. Para a formação das culturas armadilhas, os as amostras de solo foram homogeneizadas e misturados com areia média, na proporção 1:1. A areia foi autoclavada durante 30 min (121 °C e 1,0 atm) por duas vezes e secas em estufa. O substrato foi disposto em vasos plásticos de 3 L, foram desinfetados com álcool 70% (20 min) e NaClO 10% (20 min). As culturas armadilhas formaram ensaio fatorial com 12 tratamentos e 4 blocos (Tabela 3):

TABELA 3 – TRATAMENTOS UTILIZADOS NO ENSAIO EM VIVEIRO

Tratamento		Local		Área			Hospedeiro	
		Cristal	Jaguarão	Clone	Campo	Nativa	Braquiária	Acácia
1	✓	✓		✓			✓	
2	✓	✓		✓				✓
3	✓	✓			✓		✓	
4	✓	✓			✓			✓
5	✓	✓				✓	✓	
6	✓	✓				✓		✓
7			✓	✓			✓	
8			✓	✓				✓
9			✓		✓		✓	
10			✓		✓			✓
11			✓			✓	✓	
12			✓			✓		✓

Para a quebra da dormência das sementes de *B. brizantha*, estas foram dispostas em água a 90 °C durante 12 h. Posteriormente foram desinfestadas com álcool 70% (5 min) e NaClO 10% (3 min). O mesmo procedimento se aplicou as sementes de *A. mearnsii*. O ensaio permaneceu durante três meses. Após, o substrato foi separado para a extração e identificação de esporos, e a parte aérea de ambas as plantas foi descartado.

2.2.1 EXTRAÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DE ESPOROS

Os esporos foram extraídos a partir de amostras de 50 g do substrato da cultura armadilha e passados por peneiramento úmido (GERDMANN; NICOLSON, 1963), em que, após agitação em água destilada, foram peneiradas em peneiras de 0,053 mm e 0,270 mm. O material foi separado em dois tubos Falcon e centrifugados durante 3 min em 2.500 rpm em solução de sacarose 70%. Após, o sobrenadante peneirado foi selecionado para avaliação da densidade de esporos. Este procedimento foi repetido duas vezes.

Os esporos foram contados em microscópio estereoscópico e separados de acordo com sua morfologia. Os esporos similares morfologicamente foram transferidos em lâminas semi-permanentes contendo dois reagentes: PVLG (resina de álcool polivinílico e glicerol) e reagente de Melzer. A identificação se

deu ao nível de espécie com o uso de microscópio óptico, com auxílio de literatura a partir da descrição de espécies disponíveis oferecidas pelos sites <https://invam.wvu.edu/>, <http://www.zor.zut.edu.pl/Glomeromycota/index.html>, além de auxílio de taxonomistas.

Após a identificação de espécies, foram determinados a riqueza de espécies, densidade de esporos, frequência relativa, e índice de similaridade (Sörense) de riqueza. Para a avaliação da densidade de esporos e da frequência relativa foram utilizadas placas com canaletas para a avaliação.

A riqueza de espécies foi definida como o número de espécies de FMAs ocorridos em cada amostra, enquanto que a riqueza acumulada representou o número de espécies de FMAs observados nas quatro repetições de cada tratamento. A densidade de esporos refletiu o número total de esporos observados em 50g de amostra.

A frequência relativa de cada espécie foi representada pela fórmula: (frequência da espécie nas 48 amostras) x 100/48 amostras. O índice de similaridade de Sörense (BROWER; ZAR, 1984) foi calculado pela fórmula: $S = \frac{2a}{b + c} \times 100$, onde a: número de espécies comuns às áreas 1 e 2, b: número de espécies na área 1; c: número de espécies na área 2.

2.2.2 ANÁLISES FÍSICAS E QUÍMICAS DO SOLO

As análises químicas e texturais do solo foram realizadas com os solos inicialmente coletados em Jaguarão e Cristal. Foram realizadas avaliação de cinco subamostras de cada área, no laboratório de fertilidade e de física do solo da UFPR. Para a análise química utilizou a metodologia EMBRAPA (1997) e a física, com a metodologia (GEE; BAUDER, 1986).

2.2.3 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Na análise estatística, os dados foram submetidos ao teste normalidade - teste de Shapiro-Wilk. Os valores de densidade de esporos, os atributos químicos e textura do solo foram transformados para base log. Foi realizado ANOVA e, quando significativo, foi realizado teste de Tukey ($p < 0,05$) com auxílio do programa Past.

Também foi realizado correlação de Pearson, no software Excel, e a análise de redundância (RDA), pacote estatístico R

2.3 EXPERIMENTO 2: POTENCIAL DE INÓCULO

Da mesma forma realizada para o experimento 1, foram realizadas coletas de solo das três coberturas vegetais (áreas de teste clonal, floresta nativa secundária e campo nativo) nos municípios de Cristal/RS e Jaguarão/RS. Foram coletadas 10 amostras aleatórias de 2 kg de solo, com profundidade de 20 cm, em cada área, totalizando 20 kg de solo para cada área.

Os substratos obtidos foram diluídos em areia nas proporções de 100 % (sem aplicação de areia) e 10% (aplicação de 10% do solo original, mais a adição de 90% de areia) (MOORMAN; REEVES, 1979).

A areia foi autoclavada durante 30 min (121° C e 1,0 atm) por duas vezes e secas em estufa. Esse material foi disposto em tubete previamente desinfetado (álcool 70% durante 10 min, seguidos de NaCLO 10% durante 10 minutos) e posteriormente autoclavados (20 min, á 121 °C e 1,0 atm).

O ensaio foi disposto em delineamento em blocos ao acaso, com 12 tratamentos com 4 repetições: 2 cidades (Cristal/RS e Jaguarão/RS) x 3 coberturas vegetais (Teste clonal, campo nativo e floresta nativa secundária) x 2 diluições (100% e 10%) em casa de vegetação.

Após a montagem do ensaio, os substratos receberam sementes de *B. brizantha*. A fim de quebrar a dormência dessas sementes, elas foram dispostas em água a 90 °C durante 12 h. Posteriormente foram desinfestadas com álcool 70% (5 min) e NaCLO 10% (3 min). Após 45 dias as raízes foram coradas para a avaliação da colonização micorrízica (PHILLIPS; HAYMAN 1970).

Para corar as raízes, estas foram inicialmente limpas e submetidas a KOH 10% durante 12 horas. Após aquecimento em banho maria por 1 hora, foram limpas e envolvidas em solução corante contendo tinta de caneta, ácido láctico e glicerina, as quais permaneceram em banho maria durante mais uma hora. Após as raízes foram submersas em solução de lactoglicerol até a avaliação (VIERHEILIG et al., 1998).

As raízes foram dispostas em placas de Petri quadriculadas e avaliadas em microscópio estereoscópio. O cálculo do percentual de colonização micorrízica foi feito pela fórmula:

$$\%CM = (R2/R1) \times 100$$

Em que R1 representou o número total de intersecções entre as linhas da grade e a raiz e R2 foi o número de intersecções com raízes com algum tipo de propágulo micorrízico (GIOVANNETTI; MOSSE, 1980). O potencial de inoculo foi avaliado pela porcentagem média de colonização de cada tratamento (MOORMAN; REEVES, 1979).

Para a análise estatística, os dados foram submetidos ao teste normalidade - teste de Shapiro-wilk e, quando necessários, transformados para base log. Foi realizado ANOVA e, quando significativo, foi realizado teste de tukey ($p < 0,05$) com auxílio do programa Past. A correlação de Pearson foi realizada pelo software Excel.

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

3.1 OS TESTES CLONAIIS DE *A. MEARNsii* AFETAM A DENSIDADE DE ESPOROS E A RIQUEZA DE FMAS EM RELAÇÃO A OUTRAS ÁREAS?

Não houve interação tripla fatorial significativa ao avaliar a densidade de esporos nos tratamentos, mas houve diferença estatística ao se avaliar isoladamente os locais de coleta (Jaguarão e Cristal) e a interação entre esses locais e as coberturas vegetais (teste clonal, floresta nativa secundária e campo nativa) (Tabela 2.2). Os resultados indicam que o teste clonal de *A. mearnsii* estimula a densidade de esporos na mesma proporção que áreas nativas e áreas de campo no município de Jaguarão, apesar do uso do hospedeiro (braquiária e acácia) resultar em variação na densidade e na riqueza de espécies.

TABELA 4 – NÚMERO DE ESPOROS / 50 G DE SOLO PARA ECOSSISTEMAS (FLORESTA SECUNDÁRIA NATIVA, CAMPO NATIVO E TESTE CLONAL DE ACÁCIA-NEGRA) EM RELAÇÃO AO LOCAL (CRISTAL E JAGUARÃO) E A ESPÉCIE HOSPEDEIRA.

Esporos/50g	Cristal		Jaguarão	
	<i>Acacia mearnsii</i>	<i>Brachiaria brizantha</i>	<i>Acacia mearnsii</i>	<i>Brachiaria brizantha</i>
Floresta nativa secundária	1325,7 a	814,3 a	356,5 a	679,8 a
Campo nativo	982,3 ab	655,6 a	531,9 a	866,4 a
Teste clonal	522,0 b	1241,2 a	376,9 a	443,1 a
Média	943,4	903,7	421,8	663,1
CV (%)	53,6	58,2	52,8	68,8

Médias com letras iguais na coluna não diferem estatisticamente pelo Teste de Tukey ($p < 0,05$).

De forma similar ocorreu com a riqueza de espécies encontradas em cada área (Tabela 5). Esperava-se que a maior riqueza de espécies estivesse associada a maior densidade média de esporos, porém os resultados não seguiram essa relação. A maior riqueza de espécies estava associada aos campos nativos, enquanto que a maior densidade de esporos estava associada, a área nativa em Jaguarão e a área de campo, no município de Cristal.

TABELA 5 - RIQUEZA DE ESPÉCIES ACUMULADA* A PARTIR DE CULTURA-ARMADILHA COM BRAQUIÁRIA E ACÁCIA-NEGRA NAS COBERTURAS VEGETAIS DE TESTE CLONAL DE ACÁCIA-NEGRA, CAMPO NATIVO E FLORESTA NATIVA SECUNDÁRIA NOS MUNICÍPIOS DE CRISTAL/RS E JAGUARÃO/RS

	Cristal		Jaguarão	
	<i>Acacia mearnsii</i>	<i>Brachiaria brizantha</i>	<i>Acacia mearnsii</i>	<i>Brachiaria brizantha</i>
Floresta nativa secundária	12	7	8	9
Campo nativo	14	10	9	11
Teste clonal	9	3	12	13

* Valor resultante da soma de espécies presentes nas amostras.

Apesar de não significativo, a maior densidade de esporos pode estar relacionada ao estresse que as coberturas vegetais passaram. A maior ocorrência de FMAs em uma área não está relacionada a um indicador de boa qualidade de um ambiente, bem como não está relacionado a capacidade do fungo colonizar a planta já que a maior produção desses esporos está relacionada ao estresse. Por tanto, ambientes que sofrem maior perturbação induzem condições para que fungos produzam esporos como forma de resistência.

Áreas de reflorestamento apresentam maior estresse para as plantas que áreas de florestas nativas ou campo nativo – operações silviculturais como capina, roçada, aplicação de adubos, por exemplo. Devido a esporulação de FMAs responder melhor ao estresse, esperava-se que ocorresse uma diferença significativa, resultando em diferentes densidades de esporos, como observado por Moora et al. (2014), Rodriguez-Echeverria et al. (2017), mas o presente estudo não apresentou diferença ou tendência quanto a densidade de esporos, assim como observados por Öpik et al. (2008) e Sepp et al. (2018).

Os resultados também indicam que a densidade de esporos pode não estar associado a riqueza de FMAS, porém ao histórico da área, o manejo da mesma e a cobertura vegetal.

As áreas em que houve riqueza de FMAs similar foram as áreas nativas em ambos os municípios e a área de campo de Cristal (Tabela 6), com valores de 0,64 entre a área nativa de Jaguarão e a área de Campo de Cristal, e 0,65 entre a área nativa de Cristal e de Campo do mesmo município. Os testes clonais de ambos municípios apresentaram menor similaridade entre as áreas de campo. O índice de Sørensen varia entre 0 (semelhança nula) e 1 (semelhança máxima).

TABELA 6 – ÍNDICE DE SIMILARIDADE (SÖRENSEN) DE RIQUEZA DE FMAS ENTRE AS ÁREAS ESTUDADAS

		Cristal			Jaguarão		
		Acácia	Campo	Nativa	Acácia	Campo	Nativa
Cristal	Acácia	1	0,32	0,25	0,46	0,33	0,48
	Campo		1	0,65	0,55	0,52	0,64
	Nativa			1	0,38	0,53	0,52
Jaguarão	Acácia				1	0,50	0,48
	Campo					1	0,59
	Nativa						1

Esperava-se que a similaridade fosse maior entre as áreas localizadas no mesmo município, visto o campo e a floresta serem adjacentes ao teste clonal, o que facilitaria a dispersão de esporos. A distância entre municípios ser maior que 200 km, enquanto que a distância entre coberturas vegetais é menor que um quilômetro metros.

Os maiores valores de similaridade podem estar associados as áreas impactadas e a sucessão da área (MERGULHÃO et al., 2009). O solo que

ocorreu maior manejo foi o teste clonal no município de Cristal. Nesta área, a baixa similaridade pode estar associada ao histórico. Inicialmente campo nativo, a área passou por oito rotações de *A. mearnsii*, sendo plantado, em seguida, soja durante um ano, para então o plantio do teste clonal. Este tempo de rotação – 42 anos aproximadamente - resultou na baixa similaridade em relação as demais coberturas de solo. O teste clonal de Cristal, a maior similaridade entre a área de campo pode ser justificada por anteriormente ao plantio do teste clonal, haver somente área de campo nativo.

Altos valores de similaridades foram observados em áreas de mineração degradadas e áreas próximas a minas (0,67) (MERGULHÃO et al., 2009). Em estudo conduzindo em uma ilha contendo áreas de eucalipto e de mata secundária, a similaridade obtida foi de 0,80, valor este pode ser justificado por ser uma ilha (GOMES; TRUFEM, 1998). A similaridade também pode estar associada a composição vegetal, já que plantios de *Leucaena leucocephala* e de *Mimosa caesalpiniaefolia* apresentaram similaridade de 0,79 em relação ao componente vegetal (SILVA et al., 2007).

Estes resultados indicam que há uma importância da composição vegetal da área na ocorrência do FMA. As comunidades de FMAs variam de acordo com habitat e o uso da terra, podendo ser afetada pela intensidade do uso da terra (SEPP et al., 2018), além da geografia do local e da distância (JANSA et al., 2014).

A maior diversidade de plantas estava na floresta nativa, seguida dos testes clonais que, apesar de ser composto de um componente florestal, apresentou a ocorrência de vários tipos de gramínea. Devido o histórico da área, pode-se inferir que os esporos estejam associados a cobertura anterior: o campo em Cristal, e o plantio de soja e de *A. mearnsii* em Jaguarão, e não ao teste clonal atual. Há pouca informação quanto a permanência de esporos de FMAs no solo, porém sabe-se que algumas espécies podem permanecer viáveis por quatro anos, quando armazenados a 4° C (MUGNIER; MOSSE, 1987).

Foram observadas 33 espécies de FMAs distribuídos em 13 gêneros (Tabela 7). As espécies *Claroideoglomus etunicatum* e *Rhizoglomus clarum* ocorreram em todas as amostras analisadas (Figura 5). Os gêneros *Acaulospora* e *Glomus* representaram 48 % das espécies encontradas. As espécies

Acaulospora sp. 1 e *Tricispora* sp.1 não se enquadravam nas descrições observadas na literatura, sugerindo serem espécies novas.

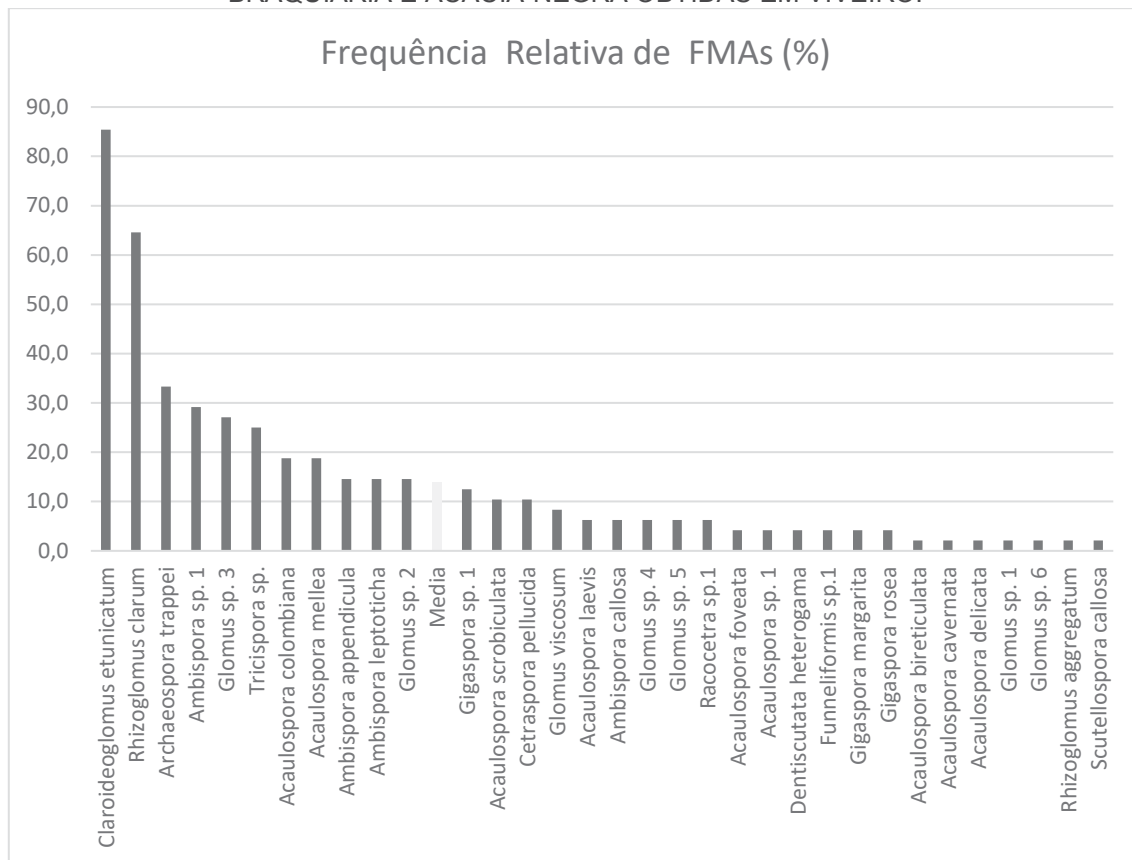
Outras espécies podem não ter sido constatadas. No solo, muitos esporos não estão íntegros por estarem degradados, senescentes ou parasitados (MORTON et al., 1995), dificultando sua identificação. As condições ambientais e a fisiologia do esporo também influenciam as características morfológicas dos glomerosporos (REDECKER et al., 2003).

Das espécies de FMAs observadas, destaca-se a ocorrência relativa das espécies *Claroideoglossum etunicatum* e *Rhizoglossum clarum* (100 % ambos os fungos). As espécies *Acaulospora scrobiculata*, *Acaulospora mellea*, *Archaeospora trappei*, *Claroideoglossum etunicatum* e *Rhizoglossum clarum* (Figura 6) podem ser consideradas espécies amplilocadas, já que ocorrem em diversos ecossistemas e biomas, confirmado dados do capítulo 1.

TABELA 7 - RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMAS EM 50 G DE SOLO DE CULTURA-ARMADILHA COM HOSPEDEIROS BRAQUIÁRIA (B) E ACÁCIA-NEGRA (A) NAS ÁREAS DE TESTE CLONAL DE ACÁCIA-NEGRA, CAMPO E NATIVA SECUNDÁRIA NOS MUNICÍPIOS DE JAGUARÃO/RS E CRISTAL/RS.

	Cristal						Jaguarão					
	Clone		Campo		Nativa		Clone		Campo		Nativa	
	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A	B	A
<i>Acaulospora bireticulata</i>							✓					
<i>Acaulospora cavernata</i>				✓								
<i>Acaulospora colombiana</i>		✓		✓			✓				✓	✓
<i>Acaulospora delicata</i>								✓				
<i>Acaulospora foveata</i>		✓					✓					
<i>Acaulospora laevis</i>									✓			
<i>Acaulospora mellea</i>			✓	✓			✓	✓	✓		✓	
<i>Acaulospora scrobiculata</i>					✓		✓		✓	✓		
<i>Acaulospora</i> sp. 1										✓		
<i>Ambispora apendicula</i>									✓		✓	✓
<i>Ambispora callosa</i>				✓		✓			✓			
<i>Ambispora leptoticha</i>			✓	✓		✓	✓	✓				
<i>Ambispora</i> sp. 1	✓	✓			✓					✓	✓	✓
<i>Archaeospora trappei</i>			✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓
<i>Cetraspora pelúcida</i>			✓	✓	✓							
<i>Claroideoglosum etunicatum</i>	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓
<i>Dentiscutata heterogama</i>		✓						✓				
<i>Funneliformis</i> sp.1										✓		
<i>Gigaspora margarita</i>							✓	✓				
<i>Gigaspora rósea</i>				✓	✓							
<i>Gigaspora</i> sp. 1			✓		✓	✓			✓		✓	
<i>Glomus viscosum</i>		✓	✓								✓	
<i>Glomus</i> sp. 1						✓						
<i>Glomus</i> sp. 2				✓			✓	✓	✓	✓		
<i>Glomus</i> sp. 3			✓	✓		✓	✓	✓	✓		✓	
<i>Glomus</i> sp. 4						✓						✓
<i>Glomus</i> sp. 5				✓		✓						
<i>Glomus</i> sp. 6		✓										
<i>Racocetra</i> sp.1		✓						✓		✓		
<i>Rhizoglosum clarum</i>	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓	✓
<i>Rhizoglosum aggregatum</i>						✓						
<i>Scutellospora calosa</i>								✓				
<i>Tricispora</i> sp.1			✓	✓			✓					✓
Total de espécies por tratamento	3	9	10	14	7	12	13	12	11	9	10	8

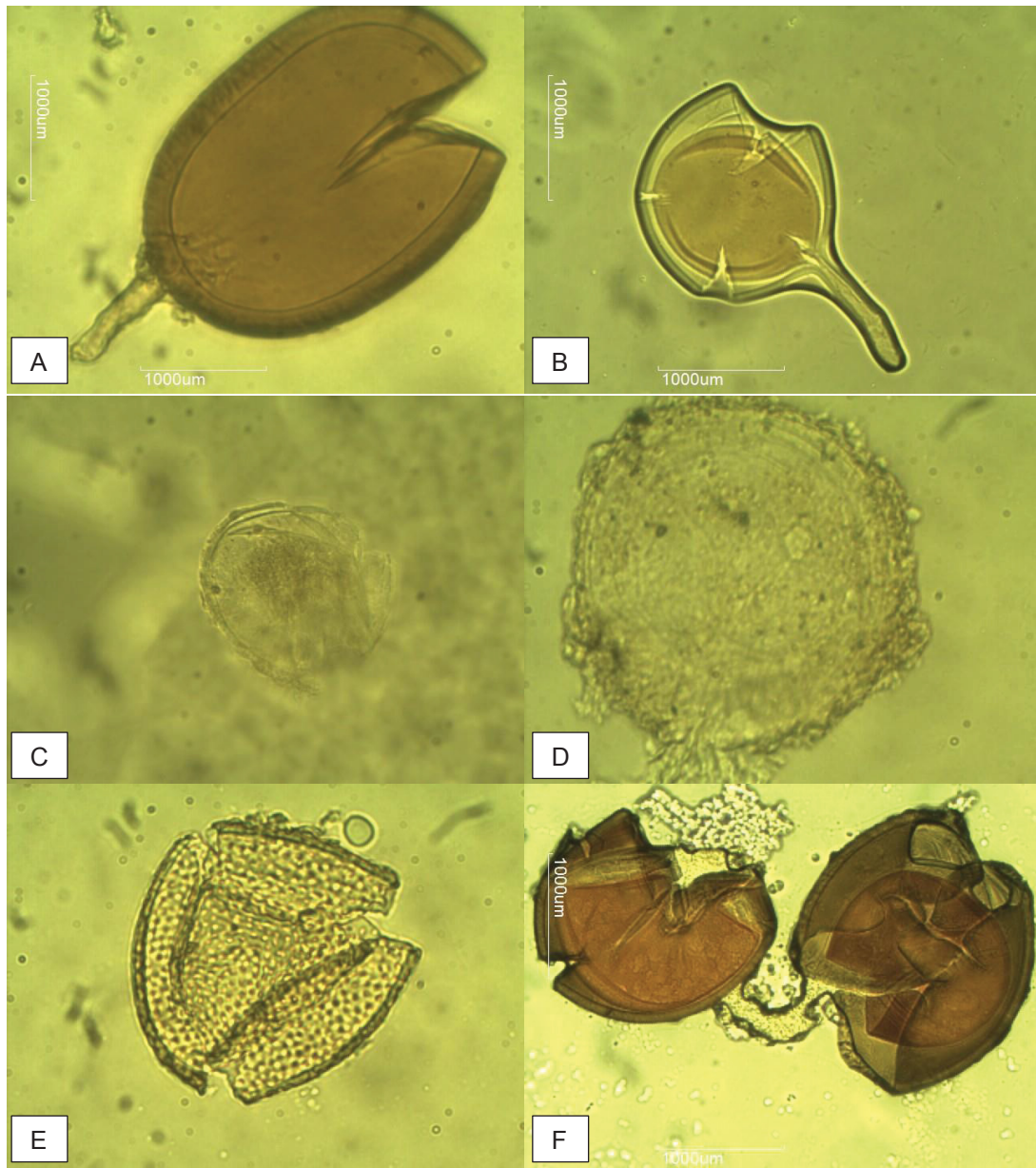
FIGURA 5 – FREQUÊNCIA RELATIVA TOTAL DOS FUNGOS MICORRÍZICOS ARBUSCULARES (BARRAS PRETAS) E A MÉDIA (BARRA BRANCA) COM DESVIO PADRÃO LEVANTADAS NAS 48 AMOSTRAS DE CULTURA ARMADILHA COM BRAQUIÁRIA E ACÁCIA-NEGRA OBTIDAS EM VIVEIRO.



Fonte: O autor (2018)

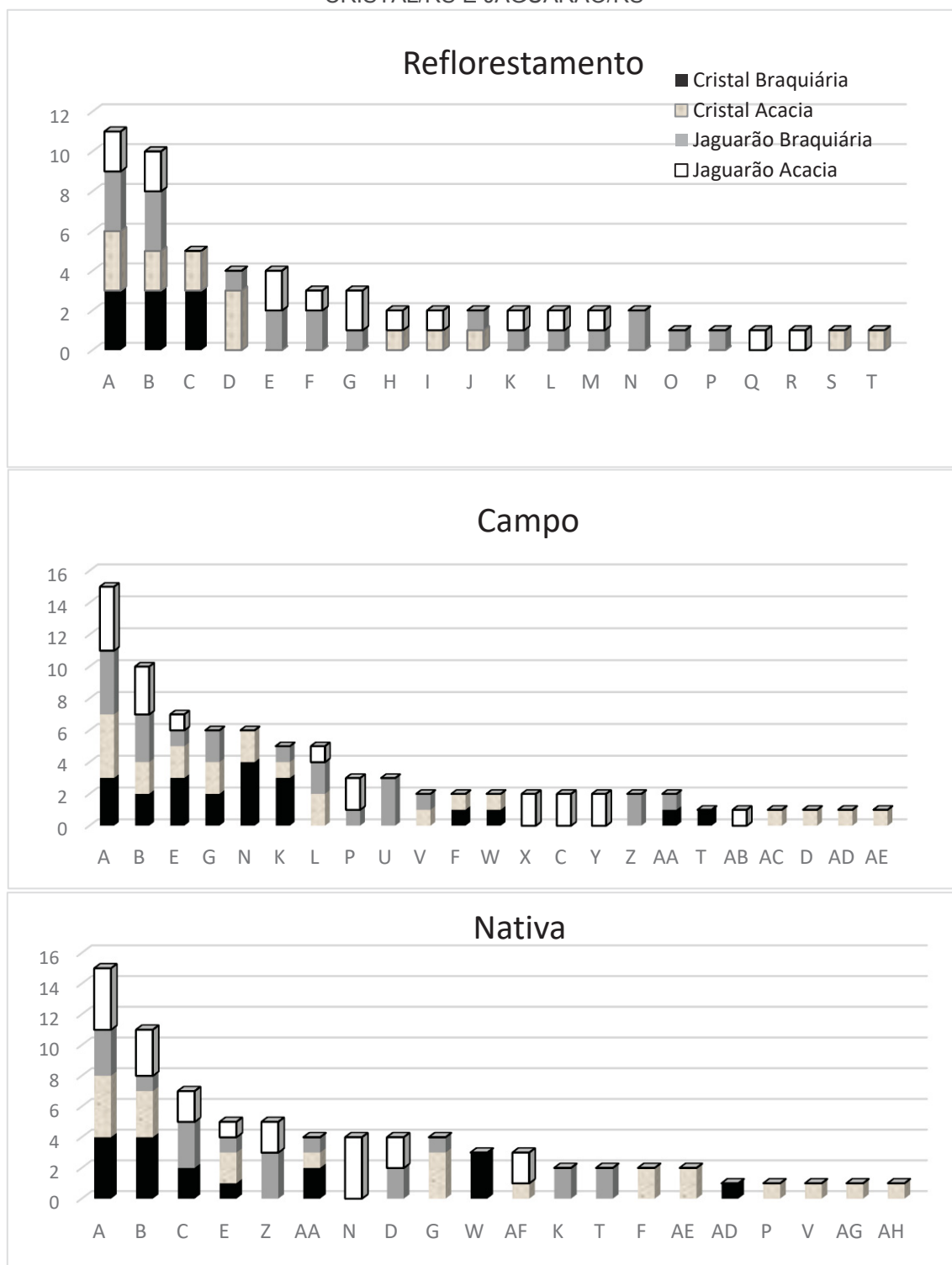
Nos testes clonais foram observadas 20 espécies de FMAs enquanto que no campo foram observados 22 espécies e 19 espécies nas áreas nativas secundárias (Figura 7). Destacaram-se a ocorrência das espécies *Acaulospora delicata* e *Scutellospora callosa*, ambas observadas somente no teste clonal, em Jaguarão/RS. Na área nativa, *Rhizoglossum aggregatum* ocorreu em somente uma amostra forma isolada. Nas áreas de campo, o mesmo ocorreu com as espécies *A. cavernata*, *Racocetra* sp., *Funnelformis* sp. e *Acaulospora* sp. 1.

FIGURA 6: ESPÉCIES DE FMAS OBSERVADOS NAS COBERTURAS VEGETAIS DAS ÁREAS DE TESTE CLONAL, FLORESTA NATIVA SECUNDÁRIA E CAMPO NATIVO EM CRISTAL/RS E JAGUARÃO/RS



*A. *Claroideoglossum etunicatum*; B. *Rhizoglossum clarum*; C. *Archaeospora trappei*; D. *Ambispora* sp.1; E. *Acaulopora scrobiculata*; F. *Acaulopora colombiana*. Fonte: O Autor (2018).

FIGURA 7: RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMA NAS COBERTURAS VEGETAIS DAS ÁREAS DE TESTE CLONAL, FLORESTA NATIVA SECUNDÁRIA E CAMPO NATIVO EM CRISTAL/RS E JAGUARÃO/RS



A: *Claroideoglomus etunicatum*; B: *Rhizogloium clarum*; C: *Ambispora* sp.1; D: *Acaulospora colombiana*; E: *Archaeospora trappei*; F: *Ambispora leptoticha*; G: *Glomus* sp. 3; H: *Racocetra* sp. 1; I: *Dentiscutata heterogama*; J: *Acaulospora foveata*; K: *Acaulospora mellea*; L: *Glomus* sp. 2; M: *Gigaspora margarita*; N: *Tricispora* sp. 1; O: *Acaulospora bireticulata*; P: *Acaulospora scrobiculata*; Q: *Acaulospora delicata*; R: *Scuellospora calosa*; S: *Glomus* sp. 6; T: *Glomus viscosum*; U: *Acaulospora laevis*; V: *Ambispora callosa*; W: *Cetraspora pellucida*; X: *Acaulospora* sp. 1; Y: *Funneliformis* sp. 1; Z: *Ambispora apendicula*; AA: *Gigaspora* sp. 1; AB: *Racocetra* sp.

1; AC: *Acaulospora cavernata*; AD: *Gigaspora rosea*; AE: *Glomus* sp. 5; AF: *Glomus* sp. 4; AG: *Glomus* sp.1; AH: *Rhizoglomus aggregatum*. Fonte: O autor (2018)

Quando avaliadas individualmente as áreas, há diferença na riqueza e na composição de espécies de FMAS. Deve-se levar em conta o local de coleta dos FMAS, pois a riqueza de espécies que só ocorrem naquele ambiente pode também estar associada a faixa de gradiente entre a borda e o interior da floresta (SANTOS et al., 2018). Aspectos como manchas de incidência de luz e umidade no momento da coleta podem ter auxiliado na maior densidade de esporos.

A maior diversidade de plantas estava na área nativa, seguida dos testes clonais que, apesar de ter um componente florestal, havia a ocorrência de vários tipos de gramíneas, e então campo, que havia alguns arbustos e poucas gramíneas.

Em Cristal, a primeira monocultura foi o plantio de soja. Em seguida, a área passou por oito rotações de *A. mearnsii*, resultando cerca de 42 anos de produção florestal. Este fator pode ter especializado a ocorrência de determinadas espécies de FMAs

Outros fatores que podem estar influenciando a densidade e a riqueza de esporos são: tamanho das hifas, dispersão dos esporos e a ocorrência de gramíneas nas áreas que facilitam maior produção de esporos.

Estudos sugerem que a dispersão de FMAs pode ser realizada por animais vertebrados, e a redução da presença desses animais podem alterar a densidade de esporos, a diversidade e o potencial de inóculo dos solos (GEHRING et al., 2002; ZAHARICK et al., 2015). A ocorrência de bovinos na área de estudo bem com a proximidade das áreas de campo e de monocultura, não havendo cerca entre as áreas, podem facilitar a dispersão dos esporos de FMAs ao longo do tempo entre as áreas, justificando a similaridade de resultados observados de riqueza de espécies e densidade de esporos entre as áreas.

A quantidade de amostras e a localização das mesmas também pode ter influenciado a densidade e a riqueza, podendo não ter sido suficiente para representar a área. Conforme a cobertura vegetal, inoculos de FMAs podem variar em menos de 1 m² (SPENCE et al., 2011).

3. 2 O USO DE DIFERENTES HOSPEDEIROS EM CULTURA ARMADILHA ALTERA A RIQUEZA DE ESPÉCIES DE FMAS?

Quando avaliados o nível exato de significância entre os hospedeiros, as áreas nativas localizadas em Cristal e Jaguarão, bem como o campo no município de Jaguarão apresentaram significância de 20% e 10% (Tabela 8).

TABELA 8 – DENSIDADE DE ESPOROS ENTRE OS HOSPEDEIROS *ACACIA MEARNSII* E *BRACHIARIA BRIZANTHA*.

	Campo		Reflorestamento		Nativa	
	Cristal	Jaguarão	Cristal	Jaguarão	Cristal	Jaguarão
<i>Acacia mearnsii</i>	522,04	531,91	982,28	376,89	1325,74	356,49
<i>Brachiaria brizantha</i>	655,64	866,40	1241,23	443,12	814,26	679,77
Média	588,84	699,15	1111,75	410,01	1070,00	518,13
Nível exato de significância	0,563	0,209	0,552	0,678	0,209	0,097

A maior densidade média de esporos ocorreu com a planta hospedeira *A. mearnsii* na área nativa em Cristal (1325,7 esporos/50g de solo), porém no município de Jaguarão, a cultura armadilha da área de campo usando a planta hospedeira *B. brizantha* apresentou maior densidade média de esporos (866,4 esporos/50g de solo) (Tabela 8), embora, não apresentando diferença significativa.

A riqueza de espécies observadas quando usado os hospedeiros *B. brizantha* e *A. mearnsii* foi similar (Tabela 9). Apesar da *Acaulospora bireticulata* e *Acaulospora laevis* não terem sido identificadas com uso da acácia como planta hospedeira, somente em tratamentos com este hospedeiro foi possível identificar as espécies *A. cavernata*, *A. delicata*, *Acaulospora* sp.1, *D. heterogama*, *Funneliformis* sp. 1, *Glomus* sp. 1, *Glomus* sp.4, *Glomus* sp. 5, *Glomus* sp.6, *Racocetra* sp.1, *R. aggregatum* e *S. calosa*.

TABELA 9 – RIQUEZA DE ESPÉCIES OBSERVADAS UTILIZANDO AS PLANTAS HOSPEDEIRAS *BRACHIARIA BRIZANTHA* E *ACACIA MEARNSII*.

	Reflorestamento		Campo		Nativa		Total
	Cristal	Jaguarão	Cristal	Jaguarão	Cristal	Jaguarão	
<i>Brachiaria brizantha</i>	9	10	11	11	17	19	77
<i>Acacia mearnsii</i>	15	16	11	18	11	10	81

Os resultados indicam que o uso de espécies perenes de rápido crescimento aliado a gramíneas pode ser mais eficiente como hospedeiro em culturas armadilhas, permitindo a identificação de mais espécies de FMAs.

Culturas armadilhas são usadas para induzir a esporulação de FMAs (MORTON et al 1993). Nesta cultura é colocado o solo nativo com um substrato diluente, usualmente areia e vermiculita. A areia é inerte e não afeta as interações entre fungo e planta (MILLNER; KITT, 1992). Além disso, culturas armadilhas favorecem a esporulação de FMAs (MERGULHÃO et al 2009). Assim, esporos jovens e saudáveis são obtidos mais facilmente, além de permitir que fungos que não estejam esporulando no momento da coleta da amostra, possam infectar a planta e esporulem na cultura armadilha.

A planta hospedeira utilizada na cultura armadilha pode ser um filtro nos ambientes estudados, ainda que a riqueza de táxons seja similar em área estudada (SEPP et al., 2018). O uso de diferentes hospedeiros em culturas armadilhas podem favorecer o registro de FMAs (MERGULHÃO et al., 2009). Isto pode estar associado aos exsudatos radiculares produzidos por cada espécie hospedeira aliado a produção de CO₂ da planta (BECARD; PICHÉ, 1989; KIRIACHEK, et al., 2009). Os exsudatos é uma forma que a planta consegue regular a composição de comunidades de fungos de solo, influenciando positivamente ou negativamente a abundância dos fungos (BROECKLING et al., 2008).

Um determinado hospedeiro pode aumentar ou diminuir condições que permitam maior esporulação, mas o volume da amostra e a raiz da planta e diferenças sutis do solo no momento da coleta podem atuar nas condições de esporulação (SEPP et al., 2018).

3. 3 RIQUEZA DE FMAS E OS ATRIBUTOS QUIMICOS E TEXTURA DO SOLO

As características químicas e físicas do solo de Cristal e Jaguarão são diferentes (Tabela 10). Estas diferenças, aliada a ocorrência de espécies vegetais de estruturas arbustivas no campo, a ocorrência de espécies herbáceas no subosque dos testes clonais, e o próprio uso da cultura armadilha podem ter influenciado nos resultados.

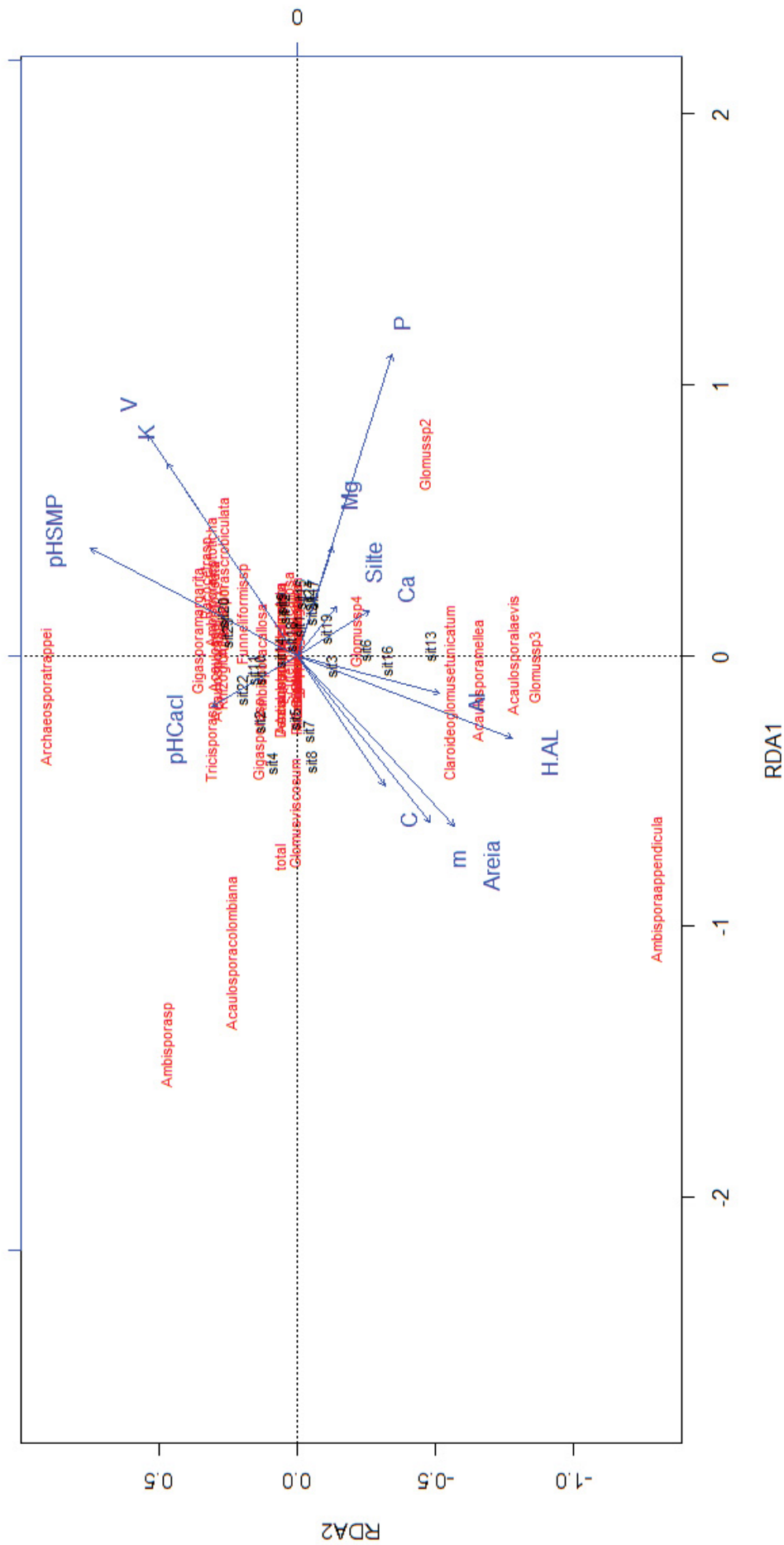
TABELA 10 - ATRIBUTOS QUÍMICOS E TEXTURAIS DOS SOLOS OBTIDOS EM ÁREAS NATIVA, DE CAMPO E DE REFLORESTAMENTO DE ACÁCIA
MEARNS// EM CRISTAL /RS E JAGUARÃO/RS

	pH Cacl	pH SMP	Al (cmolc.dm³)	H+AL (cmolc.dm³)	P (mg.dm³)	C (g.dm³)	CTC Efetiva	Areia	Silte (g.100 ⁻¹)	Argila	
Cristal	Floresta inicial secundária	3,8 a	5,5 a	1,1 a	7,4 a	2,0 b	15,6 b	8,7 a	300 a	150 b	550 c
	Campo nativo	3,9 a	5,4 a	1,2 a	7,9 a	1,8 b	16,5 b	5,0 b	200 c	163 b	638 b
	Teste clonal	3,6 b	5,7 a	1,2 a	6,5 a	5,1 a	10,7 b	7,8 b	100 d	106,5 c	794 a
Jaguarão	Floresta inicial secundária	3,9 a	5,1 a	1,3 a	9,5 a	3,0 a	21,2 a	9,0 a	311,3 a	193,8 a	495,6 d
	Campo nativo	4,1 a	5,3 a	0,8 a	8,3 a	4,2 a	24,2 a	13,8 a	288 a	138 b	575 c
	Teste clonal	3,9 a	5,3 a	1,1 a	8,4 a	6,4 a	16,6 b	10,6 a	234,5 b	197,3 a	569 c
CV total (%)		4,2	4,7	39,7	18,9	38,8	24,4	15,9	0,9	8,9	0,8
Média Total		3,9	5,4	1,1	8	3,7	17,5	9,1	239	158,1	603,6

Todos os solos apresentaram pH baixo, sendo o menor valor no teste clonal em reflorestamento de *A. mearnsii* – Jaguarão. Os maiores teores de P disponível foram observados no reflorestamento. Os teores de areia, silte e argila diferiram de acordo com área e com o município. O solo mais argiloso foi o do município de Cristal – Acácia, enquanto que a maior a maior quantidade de areia correspondeu as áreas nativas de ambos os municípios.

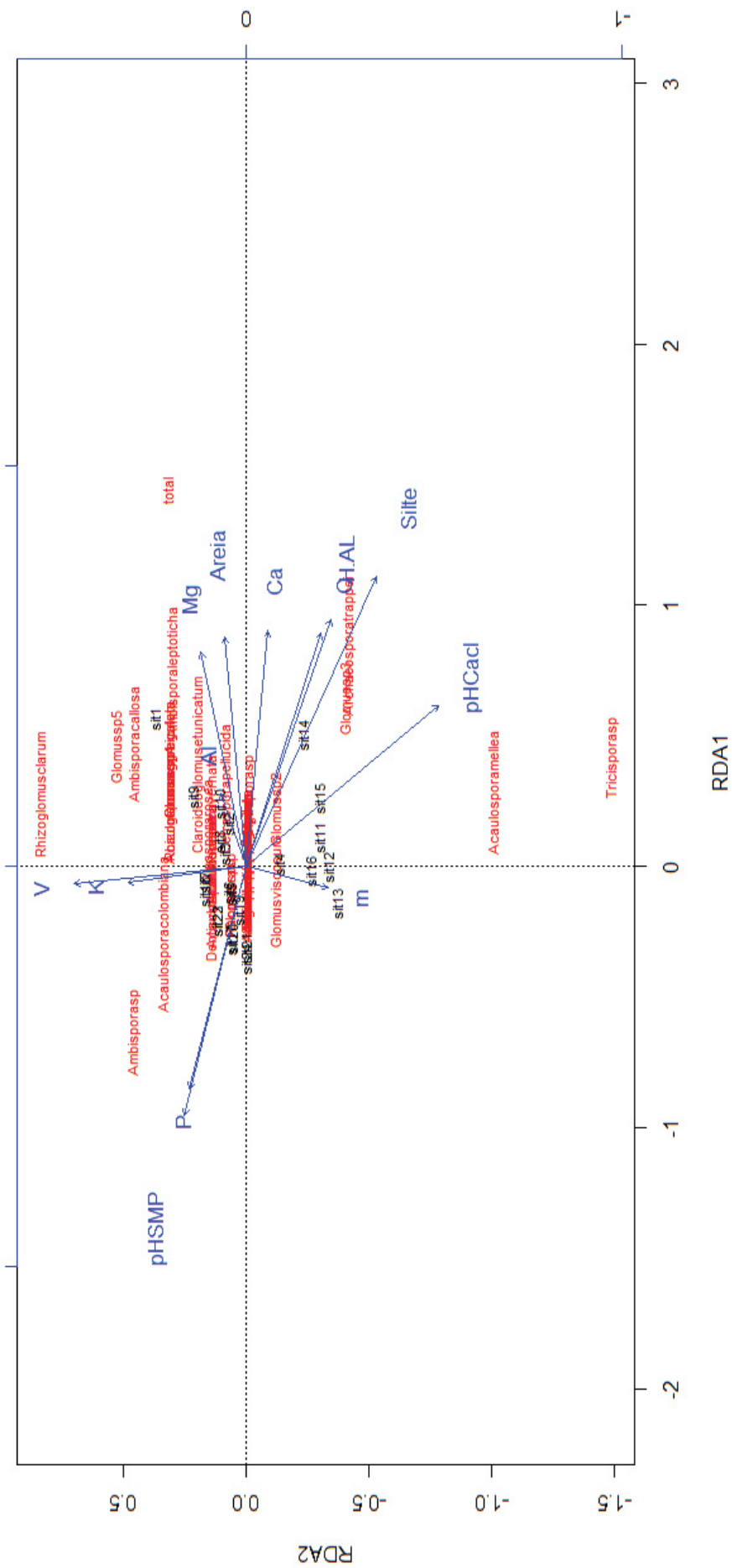
Ao avaliar a análise de redundância (RDA), em Jaguarão (Figura 8), 20% dos resultados foram explicados pelo RDA1 e 15 % foram explicados pela RDA2, enquanto que em Cristal (Figura 9), esses valores representaram 31% e 21 % para a RDA1 e a RDA2 respectivamente. Ambos municípios também não apresentaram mesmo padrão para os atributos do solo e ocorrência de determinadas espécies de FMAs. Esses resultados confirmam a importância que o componente vegetal arbóreo tem aliada as demais características do meio ambiente, na composição da riqueza de FMAs, pois nenhum atributo do solo analisado se relacionou com algum FMA. Da mesma forma, a Correlação de Pearson obteve valores baixos entre as espécies de FMAs e os atributos químicos e textura do solo.

FIGURA 8 – ANÁLISE DE REDUNDÂNCIA ENTRE AS ESPÉCIES DE FMAs, ATRIBUTOS QUÍMICOS DO SOLO E TEXTURA DO SOLO NAS COBERTURAS VEGETAIS, NO MUNICÍPIO DE JAGUARÃO/RS



*RDA1: 20%; RDA 2: 15%. Fonte: O autor (2018).

FIGURA 9 – ANÁLISE DE REDUNDÂNCIA ENTRE AS ESPÉCIES DE FMAS, ATRIBUTOS QUÍMICOS DO SOLO E TEXTURA DO SOLO NO MUNICÍPIO DE CRISTAL



*RDA1: 31%; RDA 2: 21%. Fonte: O autor (2018).

Diferente do observado no presente trabalho, o pH, a textura do solo, a fertilidade (LIU et al., 2015; JANSÁ et al., 2014) estão relacionados a ocorrência de determinado táxon (JANSÁ et al., 2014). Altos valores de pH como 7,3, pode alterar a diversidade de FMAs (VAN GELL et al., 2017).

O teor de P pode explicar a variação das espécies observadas em áreas degradadas no nordeste brasileiro (CARNEIRO et al., 2012), mas não foi o suficiente para explicar a ocorrência de espécies em solos agricultáveis na Suíça (JANSÁ et al., 2014). Da mesma forma, no presente trabalho, o teor do P não foi o suficiente para explicar a riqueza de FMAs no Rio Grande do Sul. O alto teor de P pode anular os benefícios dos FMAs bem como alterar diversidade (VAN GELL et al., 2017). O manejo de FMAs nos ecossistemas pode melhorar a eficiência na absorção dos nutrientes (CAVAGNARO et al., 2015).

Há a possibilidade de estimular a ocorrência de espécies de FMAs dormentes de uma área por meio da adubação (NYAGA et al., 2015). A aplicação de fertilizantes altera a comunidade de FMAs, deixando as comunidades mais dispersas em ambientes mais férteis em relação a áreas de menor fertilidade (LIU et al., 2015). Assim, redução do uso de insumos como fertilizantes é fundamental para o desenvolvimento de determinadas comunidade de FMAs (VAN GELL et al., 2017).

A fertilização pode aumentar a riqueza de gêneros, mas reduzir a riqueza de espécies dentro desses gêneros (LIU et al., 2015). Ambientes com alto teor de fertilidade diminuíram a ocorrência do gênero *Glomus*, aumentando a ocorrência do gênero *Diversispora* (LIU et al., 2015). A aplicação de adubo na instalação do teste clonal de *A. mearnsii* pode ter auxiliado na dispersão de FMAs, contribuindo para o resultado observado, visto que a menor riqueza do gênero *Glomus* ocorreu na monocultura florestal.

Em uma escala ampla, além das características do solo, variáveis ambientais distintas como fatores climáticos e mudanças associadas ao ciclo de nitrogênio podem regular a intensidade de colonização de FMAs (SOUDZILOVSKAIA et al., 2015; KIVLIN et al., 2011).

3.4 POTENCIAL DE INOCULO

Apesar do fatorial Cidades x Cobertura vegetal x Diluições não apresentar diferença estatística, houve diferença estatística quando avaliados isoladamente (Tabela 11). Nos ecossistemas, reflorestamentos de *Acacia mearnsii* apresentaram diferença estatística em relação ao campo e a floresta nativa, indicando que essas áreas de monocultura estimulam mais o desenvolvimento das associações simbióticas micorrízicas. As diluições do solo – 100% e 10% - também apresentaram diferenças estatísticas.

TABELA 11. PORCENTAGEM DE COLONIZAÇÃO MÉDIA MICORRÍZICA EM ÁREAS NATIVA, DE CAMPO E DE REFLORESTAMENTO DE *ACACIA MEARNsii*, E ANÁLISE DE VARIÂNCIA EM CRISTAL /RS E JAGUARÃO/RS

Colonização Média	Cristal		Jaguarão	
	100%	10%	100%	10%
Floresta Nativa	28,7	17,8	24,3	16,6
Campo nativo	30,9	27,1	36,7	16,7
Teste clonal	39,8	36,4	36,2	33,4
Media	33,1	27,1	32,4	22,2
CV (%)	17,8	34,5	21,7	43,3
FV	GI		QM	
Cidade (A)	1		0,014650	
Cobertura vegetal (B)	2		0,245362	
Diluição (C)	1		0,233078	
AxB	2		0,001045	
AxC	1		0,029091	
CXB	2		0,069188	
AxBxC	2		0,035056	
Bloco	3		0,154772	
Erro	33		0,028055	
Total	47			

* Significativo a 5%

Todos os ecossistemas estudados permitiram a ocorrência de colonização micorrízica em raízes de braquiária. A diferença estatística observada na diluição era esperada devido a quantidade de areia aplicada para instalar o ensaio.

A diferença observada entre os ecossistemas também era esperada devida a diferença no componente vegetal de cada área, a distância entre cada área e o manejo realizado em cada ecossistema.

Acacia mearnsii apresentou maior colonização micorrízica em relação aos demais ecossistemas. Apesar de não significativo, esta diferença pode estar associada ao maior volume de manejo que essa área sofre, como o próprio plantio e aplicação de adubo em relação a uma floresta nativa e a uma área de campo nativo. Deve-se ressaltar que na área de coleta de *A. mearnsii* observou-se sinais de pastoreio bem como gramíneas crescendo no subbosque do reflorestamento, que podem ter influenciado no resultado final.

A colonização de FMAs também indica que há a possibilidade de usar menos solo dessa monocultura para avaliação em cultura armadilha, já que tanto com 100 % e 10% de solo, as médias de colonização foram similares em ambos municípios. Sendo assim não há necessidade de realizar coletas com grandes volumes de solo para realização de ensaios de diversidade de FMAs em viveiros.

Apesar da riqueza de FMAs nos testes clonais serem de 20 espécies, e no campo de 22 espécies, a ocorrência de várias gramíneas na monocultura associados com as características da raiz da *Acacia mearnsii*, podem ter favorecido ligeiramente a menor diversidade de FMAs, apesar da área apresentar maior potencial de infectividade.

O potencial pode favorecer a ocorrência de espécies vegetais que tenham maior dependência micorrízica, tais como gramíneas (SPENCE et al., 2011). Confirmando a importância que a cobertura vegetal tem no potencial micorrízico, a alta riqueza de plantas vasculares (mas não a biomassa) pode estar associada a maior colonização micorrízica (SPENCE et al., 2011). Em levantamento de componentes herbáceos e arbustivos de plantios de *A. mearnsii* no município de Cristal (RS), foram observadas 29 espécies em plantios com cerca de 1 ano de idade e 57 espécies em campos nativos (MOCHIUTTI, 2007).

A menor colonização micorrízica, para 100% e 10% do solo utilizado, ocorreu nas áreas nativas de ambos os municípios. Entre todos os ecossistemas estudados – monocultura, floresta nativa e campo - a floresta nativa secundária é a que representa maior desenvolvimento da cobertura vegetal. A intensidade da colonização de FMAs, a densidade de esporos e o potencial de inóculo dessas áreas diminui conforme maior estágio sucessional ela representa (ZANGARO et al., 2012).

A tabela 12 apresenta a correlação de Pearson entre o potencial de inóculo e os atributos químicos e texturais das áreas avaliadas.

TABELA 12 – CORRELAÇÃO DE PEARSON ENTRE O POTENCIAL DE INOCULO E OS ATRIBUTOS QUÍMICOS E TEXTURAIS DAS ÁREAS ESTUDADAS

	pH Cacl	Ph SMP	Al	H+AL	P	C	CTC	Areia	Silte	Argila
Potencial	-0,090	0,229	-0,102	-0,220	0,270	-0,116	0,057	-0,400	-0,161	0,361
Significância	0,54	0,12	0,49	0,13	0,06	0,43	0,70	0,00	0,28	0,01

Apesar da correlação P, Areia e Argila com o potencial de inóculo terem sido significativos, a correlação foi baixa para ambos atributos, indicando que, assim como observado com a riqueza de fungos micorrízicos no capítulo 2, somente as características do solo não permitem averiguar o potencial que cada área tem para realizar a simbiose. Além disso, o uso de areia para realizar o experimento pode ter favorecido a alta significância obtida entre o teor de areia e o potencial, já que os tratamentos foram formados com 100% do inóculo original e 10%. Os resultados obtidos no presente trabalho são similares aos obtidos em Floresta Ombrófila Densa/Mista (MG), em que o potencial de inóculo da área não estava associado à fertilidade do solo (MELLONI et al., 2011).

4 CONCLUSÃO

As monoculturas de *A. mearnsii* podem estimular a densidade de esporos na mesma proporção que as florestas nativas secundárias e o campo nativo. Porém o histórico da área pode ter atuado na riqueza de espécies de FMAs.

Os testes clonais de *A. mearnsii* não causaram impactos na comunidade de FMAs.

A planta hospedeira acácia resultou em maior riqueza de espécies em relação a braquiária.

Todas as áreas estudadas apresentaram similar potencial de inóculo, inferindo que todas as áreas são capazes de realizar a simbiose numa mesma proporção.

Os atributos químicos e a textura do solo não foram suficientes para explicar a riqueza de FMAs.

REFERÊNCIAS

- AGEFLOR - Associação Gaúcha de Empresas Florestais. **A Indústria de Base Florestal no Rio Grande do Sul – Ano Base 2015**. Porto Alegre, Rio Grande do Sul, 2016.
- ATTIAS, N.; SIQUEIRA, M. F.; BERGALLO, H. G. Acácias australianas no Brasil: Histórico, Formas de uso e potencial de invasão. **Biodiversidade brasileira**, v. 3, n. 2, p. 74-96, 2013.
- BECARD, G.; PICHE, Y. Fungal growth stimulation by CO₂ and root exudates in vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Applied and environmental microbiology**, v. 55, n. 9, p. 2320-2325, 1989.
- BLASZKOWSKI, J. **Glomeromycota**. W. Szafer Institute of Botany Polish Academy of Sciences, Kraków, p. 304. 2012. ISBN: 978-83-89648-82-2.
- BONFIM, J. A.; VASCONCELLOS, R. L. F.; GUMIERE, T.; MESCOLOTTI, D. L. C.; OEHL, F.; CARDOSO, E. J. B. N. Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in a Brazilian Atlantic Forest Toposequence. **Microbial Ecology**, v. 71, p. 164–177. 2016.
- BROECKLING, C. D.; BROZ, A. K.; BERGELSON, J.; MANTER, D. K.; VIVANCO, J. M. Root exudates regulate soil fungal community composition and diversity. **Applied and environmental microbiology**, v. 74, n. 3, p. 738-744, 2008.
- BROWER, J. E.; ZAR, J. H. Biotic sampling methods. In: BROWER, J. E.; ZAR, J. H. **Field and laboratory methods for general ecology**. Iowa: Wm. C. Brown, 1977. p. 65-105.
- CARNEIRO, R. F. V.; CARDOZO JÚNIOR, F. M.; PEREIRA, L. F.; ARAÚJO, A. S. F.; SILVA, G. A. Fungos micorrízicos arbusculares como indicadores da recuperação de áreas degradadas no Nordeste do Brasil. **Revista Ciência Agronômica**, v. 43, n. 4, p. 648-657, 2012.
- CARRENHO, R.; TRUFEM, S. F. B.; BONONI, V. L. R. Effects of using different host plants on the detected biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi from na agroecosystem. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 25, n. 1, p 93–101, 2002.
- CAVAGNARO, T. R.; BENDER, S. F.; ASGHARI, H. R.; VAN DER HEIJDEN, M. G. A. The role of arbuscular mycorrhizas in reducing soil nutriente loss. **Trends in plant Science**, v. 20, n. 5, p. 283-290, 2015.
- CUNHA, N. G.; SILVEIRA, R. J. C.; SEVERO, C. R. S. **Estudo dos solos do município de Jaguarão**. Pelotas: EMBRAPA/CPACT; Ed. UFPel, 1996. 75 p. Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/41400/1/Jaguarao.pdf>>. Acesso em: 24 jun. 2018.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Manual de métodos de análise de solo**. 2 ed, Rio de Janeiro: EMBRAPA, 1997.

FITTER, A. H.; HELGASON, T.; HODGE, A. Nutritional exchanges in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: Implications for sustainable agriculture. **Fungal Biology Reviews**, v. 25, p. 68-72, 2011. DOI: 10.1016/j.fbr.2011.01.002.

FOLLI-PEREIRA, M. S.; MEIRA-HADDAD, L. S.; BAZZOLLI, D. M. S.; KASUYA, M. C. M. Micorriza arbuscular e a tolerância das plantas ao estresse. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, p. 1663-1679, 2012.

FROSI, G.; HARAND, W.; OLIVIERA, M. T.; PERIERA, S. Different physiological responses under drought stress result in different recovery abilities of two tropical woody evergreen species. **Acta Botanica Brasilica**, v. 31, n. 2, p. 153-160, 2017.

GEE, G. W.; BAUDER, J. W. Particle Size Analysis. In: **Methods of soil analysis**, Part A. Klute (ed). 2 Ed., v. 9. Am. Soc. Agron., Madison, WI, p. 383-411, 1986.

GEHRING, C. A.; WOLF, J. E.; THEIMER, T. C. Terrestrial vertebrates promote arbuscular mycorrhizal fungal diversity and inoculum potential in a rain forest soil. **Ecology Letters**, v. 5, p. 540-548, 2002.

GEORGE, E. K.; HAUSSIER, G.; VETTERLEIN, E. G.; MARSCHNER, H. Water and nutrient translocation by hyphae of *Glomus mossae*. **Canadian Journal of Botany**, Ottawa, v. 70, p. 2130 - 2137, 1992.

GERDMANN, J. W.; NICOLSON, T. H. Spores of mycorrhizal endogone extracted from soil by wet sieving and decanting. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 46, n. 2, p. 235-244, 1963.

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evolution of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infections in roots. **New Phytologist**, v. 84, n. 3, p. 489-500, 1980.

GOMES, S. P.; TRUFEM, S. F. B. Fungos micorrízicos arbusculares (Glomales, Zygomycota) na ilha dos eucaliptos, repressa do Guarapiranga, São Paulo, SP. **Acta botânica brasílica**, v. 12, n. 3, p. 393-401, 1998.

GUI, H.; HYDE, K.; XU, J.; MORTIMER, P. Arbuscular mycorrhiza enhance the rate of litter decomposition while inhibiting soil microbial community development. **Scientific Reports**, v. 7: 42184, 2017. Doi: 10.1038/srep42184.

JANSA, J.; ERB, A.; OBERHOLZER, H.; SMILAUER, P.; EGLI, S. Soil and geography are more important determinants of indigenous arbuscular mycorrhizal communities than management practices in Swiss agricultural soils. **Molecular Ecology**, v. 23, p. 2118-2135, 2014.

KAWAHARA, A.; AN, G.; MIYAKAWA, S.; SONODA, J.; EZAWA, T. Nestedness in arbuscular mycorrhizal fungal communities along soil pH gradients in early primary succession: acid-tolerant fungi are pH generalists. **Plos One**, v. 11, p. 1–20, 2016.

KIRIACHEK, S. G.; AZEVEDO, L. C. B.; PERES, L. E. P.; LAMBAIS, M. R. Regulação do desenvolvimento de micorrizas arbusculares. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 33, p. 1-16, 2009.

KIVLIN, S. N.; HAWKES, C. V.; TRESEDER, K. K. Global diversity and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 43, p. 2294-2303, 2011.

LIU, Y.; JOHNSON, N. C.; MAO, L.; SHI, G.; JIANG, S.; MA, X.; DU, G.; AN, L.; FENG, H. Phylogenetic structure of arbuscular mycorrhizal community shifts in response to increasing soil fertility. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 89, p. 196-205, 2015.

MELLO, A. H.; KAMINSKI, J.; ANTONIOLLI, Z. I.; SANTOS, L. C.; SOUZA, E. L.; SCHIRMER, G. K.; GOULART, R. M. Influência de substratos e fósforo na produção de mudas micorrizadas de *Acacia mearnsii* De Wild. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 18, n. 3, p. 321-327, 2008.

MELLONI, R.; GUIDA, E. C.; ANDRADE, M. R.; MELLONI, E. G. P. Fungos micorrízicos arbusculares em solos da reserva biológica municipal Serra dos Toledos, Itajubá/MG. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 21, n. 4, p. 799-809, 2011.

MERGULHÃO, A. C. E. S.; FIGUEIREDO, M. V. B.; BURITY, H. A.; MAIA, L. C. Hospedeiros e ciclos sucessivos de multiplicação afetam a detecção de fungos micorrízicos arbusculares em áreas impactadas por mineração gesseira. **Revista Árvore**, Viçosa (MG), v. 33, n. 2, p. 277-236, 2009.

MILLNER, P. D.; KITT, D. G. The Beltsville method for soilless production of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 2, n. 2, p. 9-15, 1992.

MOCHIUTTI, S. **Produtividade e sustentabilidade de plantações de acácia-negra (*Acacia mearnsii* De Wild.) no Rio Grande do Sul**. 2007. 286 p. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2007.

MOORA, M.; DAVISON, J.; ÖPIK, K.; METSIS, M.; SAKS, Ü.; JAIRUS, T.; VASAR, M.; ZOBEL, M. Anthropogenic land use shapes the composition and phylogenetic structure of soil arbuscular mycorrhizal fungal communities. **FEMS Microbiology**, v. 90, n. 3, p. 609-21, 2014.

MOORMAN, T.; REEVES, F.B. The role of endomycorrhizae in revegetation practices in the semi-arid West. II. A bioassay to determine the effect of land

disturbance on endomycorrhizal populations. **American Journal of Botany**, v. 6, n. 1, p., 1979

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; BEVER, J. D. Discovery, measurement, and interpretation of diversity in symbiotic endomycorrhizal fungi. **Canadian Journal of Botany**, v. 73, p. 25–32, 1995.

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; WHEELER, W. W. Germplasm in the International Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) and procedures for culture development, documentation and storage. **Mycotaxon**, v. 48, p. 491-528, 1993.

MUGNIER, J.; MOSSE, B. Spore germination and viability of a vesicular arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus mossae*. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 88, n. 3, p. 411-413, 1987. DOI: 10.1016/S0007-1536(87)80018-9.

NYAGA, J.; JEFWA, J. M.; MUTHURI, C. W.; MATIRU, V. N.; WACHIRA, P. M.; OKOTH, S. A. Arbuscular mycorrhizal fungi with different soil fertility amendment practices in agricultural landscapes of Kenyan highlands. **Nutr Cycl Agroecosyst**, v. 103, p. 229-240, 2015.

ÖPIK, M.; MOORA, M.; ZOBEL, M.; SAKS, Ü.; WHEATLEY, R.; WRIGHT, F.; DANIELL, T. High diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a boreal herb-rich coniferous forest. **New Phytologist**, v. 179, n. 3, p. 867-876, 2008.

PHILLIPS, J. M.; HAYMAN, D. S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infections. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 55, n. 1, p. 158-161, 1970.

REDECKER, D.; HIJRI, I.; WIEMKEN, A. Molecular identification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales). **Molecular Phylogenetics Evolution**, v. 14, p. 276-284, 2003.

RODRIGUEZ-ECHEVERRIA, S.; TEIXEIRA, H.; CORREIA, M.; TIMOTEO, S.; HELENO, R.; ÖPIK, M.; MOORA, M. Arbuscular mycorrhizal fungi communities from tropical Africa reveal Strong ecological structure. **New phytologist**, v. 213, n. 1, p. 380-390, 2017.

SANTOS, R. S.; BARRETO-GARCIA, P. A. B.; SCORIZA, R. N. Fungos micorrízicos arbusculares e serapilheira como indicadores do efeito de borda e fragmento de floresta estacional. **Ciência Floresta**, v. 28, n. 1, p. 324-335, 2018.

SAPSFORD, S. J.; PAAP, T.; HARDY, G. E. ST. J., BURGESS, T. I. The “chicken or the egg”: which comes first, forest tree decline or loss mycorrhizae? **Plant ecol**, v. 228, p. 1093-1106, 2017.

SEPP, S.; JAIRUS, T.; VASAR, M.; ZOBEL, M.; ÖPIK, M. Effects of land use on arbuscular mycorrhizal fungal communities in Estonia. **Mycorrhiza**, v. 28, p. 259-268, 2018.

SILVA, X. S.; FIGUEIREDO, M. V. B.; SILVA, G. A.; GOTO, B. T.; OLIVEIRA, J. P.; BURITY, H. A. Fungos micorrízicos arbusculares em áreas de plantio de leucena e sábia no estado de Pernambuco. **Árvore**, v. 31, n. 3, p. 427-435, 2007.

SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal Symbiosis**. 3rd edition, Academic Press, London, 2008.

SOUDZILOVSKAI, N. A.; DOUMA, J. C.; AKHMETZHANOVA, A. A.; VAN BODEGOM, P. M.; CORNWELL, W. K.; MOENS, E. J.; TRESEDER, K. K.; TIBBETT, M.; WANG, Y.; CORNELISSEN, J. H. C. Global patterns of plant root colonization intensity by mycorrhizal fungi explained by climate and soil chemistry. **Global Ecology and Biogeography**, v. 14, p. 371-382, 2015.

SPATAFORA, J. W.; CHANG, Y.; BENNY, G. L.; LAZARUS, K.; SMITH, M. E.; BERBEE, M. L.; BONITO, G.; CORRADI, N.; GRIGORIEV, I.; GRYGANSKYI, A.; JAMES, T. Y.; O'DONNELL, K.; ROBERSON, R. W.; TAYLOR, T. N.; UEHLING, J.; VILGALYS, R.; WHITE, M. M.; STAJICH, J. E. A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. **Mycologia**, v. 108, n. 5, p. 1028-1046, 2016.

SPENCE, L.; DICKIE, I. A.; COOMES, D. A. Arbuscular mycorrhizal inoculum potential: a mechanism promoting positive diversity-invasibility relationships in mountain beech forests in New Zealand? **Mycorrhizal**, v. 21, p. 309-314, 2011.

UIBOPUU, A.; MOORA, M.; SAKS, Ü.; DANIELL, T.; ZOBEL, M.; ÖPIK, M. Differential effect of arbuscular mycorrhizal fungal communities from ecosystems along management gradient on the growth of forest understorey plant species. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 41, p. 2141-2146, 2009.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; BARDGETT, R. D.; VAN STRAALLEN, N. M. The unseen majority: Soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. **Ecology Letters**, v. 11, p. 296-310, 2008.

VAN GELL, M.; VERBRUGGEN, E.; BEENHOUWER, M. D.; VAN RENNES, G.; LIEVENS, B.; HONNAY, O. High soil phosphorus levels overrule the potential benefits of organic farming on arbuscular mycorrhizal diversity in northern vineyards. **Agriculture, ecosystems and environment**, v. 248, p. 144-152, 2017.

VARGAS, L. K.; LISBOA, B. B.; SCHOLLES, D.; SILVEIRA, J. R. P.; JUNG, G. C.; GRANADA, C. E.; NEVES, A. G.; BRAGA, M. M.; NEGREIROS, T. Diversidade genética e eficiência simbiótica de rizóbios moduladores de Acácia-negra de solos do Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, p. 647-654, 2007.

VIERHEILIG, H.; COUHGLAN, A. P.; WYSS, URS, PICHÉ, Y. Ink and vinegar, a simple staining technique for arbuscular-mycorrhizal fungi. **Applied and environmental microbiology**, v. 64, n. 12, p. 5004-5007, 1998.

ZAHARICK, J.; HARALD, B.; BEAUCHAMP, V. An experimental test of epi and endozoochory of arbuscular mycorrhizal fungi spores by small mammals in Maryland Forest. **Northeastern Naturalist**, v. 22, n. 1, p. 163-177, 2015.

ZANGARO, W.; ANSANELO, A. P.; LESCANO, L. E. A. M.; ALVES, R. A.; RONDINA, A. B. L.; NOGUEIRA, M. A. Infection intensity, spore density and inoculum potential of arbuscular fungi decrease during secondary succession in tropical Brazilian ecosystems. **Journal of Tropical Ecology**, v. 28, n. 5, p. 453-462, 2012.

RECOMENDAÇÕES FINAIS

- a. Sugerem-se mais estudos de diversidade de FMAs, principalmente nos biomas Pampa, Pantanal e Amazônia, biomas esses que foram pouco representados nos artigos levantados;
- b. Existe a necessidade de se identificar parâmetros para comparação quanto a ecologia de FMAs, principalmente ao comparar áreas sucessionais e áreas com manejos culturais como reflorestamentos.
- c. Sugere-se estabelecer uma relação entre a planta hospedeira e a função que cada FMA e/ou grupo funcional desempenha. A característica do ecossistema irá selecionar os FMAs para determinada situação que a planta hospedeira se encontra?
- d. Há ainda vasto campo para estudos com FMAs, principalmente com pesquisas básicas: dispersão de esporos, fisiologia da simbiose e formas de aplicação dos FMAs em viveiro/campo.

REFERÊNCIAS GERAIS

- AGEFLOR - Associação Gaúcha de Empresas Florestais. **A Indústria de Base Florestal no Rio Grande do Sul – Ano Base 2015**. Porto Alegre, Rio Grande do Sul, 2016.
- ALORI, E. T.; DARE, M. O.; BABALOLA, O. O. Microbial inoculants for soil quality and plant health. In: LICHTFOUSE, E. **Sustainable Agriculture Reviews**, Springer, v. 22, p. 281-308, 2017.
- ARAUJO, Q. R.; ALMEIDA, O. C.; SANTANA, S. O.; GOTO, B. T.; CAVALCANTE, U. M. T.; BEZERRA, J. L.; MARROCOS, P. C. L. Fungos micorrízicos em solos cultivados com cacau na Mata Atlântica. **Agrotropica**, v. 19, p. 69-72, 2007.
- ASSIS, D. M. A.; OEHL, F.; GONÇALVES, C.M.; SILVA, D. K. A.; SILVA, G. A. Community structure of arbuscular mycorrhizal fungi in fluvial and maritime dunes of Brazilian Northeast. **Applied Soil Ecology**, v. 108, p. 136–146, 2016.
- ATTIAS, N.; SIQUEIRA, M. F.; BERGALLO, H. G. Acácias australianas no Brasil: histórico, formas de uso e potencial de invasão. **Biodiversidade brasileira**, v. 3, n. 2, p. 74-96, 2013.
- BECARD, G.; PICHÉ, Y. Fungal growth stimulation by CO₂ and root exudates in vesicular-arbuscular mycorrhizal symbiosis. **Applied and environmental microbiology**, v. 55, n. 9, p. 2320-2325, 1989.
- BELLEI, M. M.; CARVALHO, E. M. Ectomicorizas. In: CARDOSO, E. J. B. N.; TSAI, S. M.; NEVES, M. C. P. **Microbiologia do solo**. Campinas: Sociedade Brasileira de Ciência do Solo, 1992. p. 297-318.
- BINI, D.; SANTOS, C. A.; SILVA, M. C. P.; BONFIM, J. A.; CARDOSO, E. J. B. N. Intercropping *Acacia mangium* stimulates AMF colonization and soil phosphatase activity in *Eucalyptus grandis*. **Scientia Agricola**, v. 75, n. 2, p. 102-110, 2017.
- BLASZKOWSKI, J. **Glomeromycota**. W. Szafer Institute of Botany Polish Academy of Sciences, Kraków, p. 304. 2012. ISBN: 978-83-89648-82-2.
- BONFIM, J. A.; VASCONCELLOS, R. L. F.; GUMIERE, T.; MESCOLOTTI, D. L. C.; OEHL, F.; CARDOSO, E. J. B. N. Diversity of Arbuscular Mycorrhizal Fungi in a Brazilian Atlantic Forest Toposequence. **Microbial Ecology**, v. 71, p. 164–177, 2016.
- BONFIM, J. A.; VASCONCELLOS, R. L. F.; STÜRMER, S. L.; CARDOSO, E. J. B. N. Arbuscular mycorrhizal fungi in the Brazilian Atlantic forest: A gradient of environmental restoration. **Applied Soil Ecology**, v. 71, p. 7–14, 2013.

BRAGHIROLI, F. L.; SGROTT, A. F.; PESCADOR, R.; ULHMANN, A.; STÜRMER, S. L. Fungos Micorrízicos Arbusculares na recuperação de florestas ciliares e fixação de carbono no solo. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, p. 733–743, 2012.

BREUNINGER, M.; EINING, W.; MAGEL, E.; CARDOSO, E.; HAMPP, R. Mycorrhiza of Brazil Pine (*Araucaria angustifolia* (Bert. O. Ktze.)). **Plant Biology**, v. 2, p. 4-10, 2000.

BROECKLING, C. D.; BROZ, A. K.; BERGELSON, J.; MANTER, D. K.; VIVANCO, J. M. Root exudates regulate soil fungal community composition and diversity. **Applied and environmental microbiology**, v. 74, n. 3, p. 738-744, 2008.

BROWER, J. E.; ZAR, J. H. Biotic sampling methods. In: BROWER, J. E.; ZAR, J. H. **Field and laboratory methods for general ecology**. Iowa: Wm. C. Brown, 1977. p. 65-105.

BRUNDRETT, M. C. Coevolution of roots and mycorrhizas of land plants. **New Phytologist**, v. 154, p. 275–304, 2002.

BURNS, J. H.; ANACKER, B. L.; STRAUSS, S. Y.; BURKE, D. J. Soil microbial community variation correlates most strongly with plant species identity, followed by soil chemistry, spatial location and plant genus. **AoB PLANTS**, v. 7, p. 1–10, 2015.

CALDEIRA, M. V. W.; SCHUMACHER, M. V.; RONDON-NETO, R. M.; WATZLAWICK, L. F.; SANTOS, E. M. Quantificação da biomassa acima do solo de *Acacia mearnsii* De Wild - Procedência Batemans Bay – Austrália. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v.11, n.2, p.79-91, 2001.

CAMARA, R.; PEREIRA, M. G.; SILVA, C. F.; PAULA, R. R.; SILVA, E. M. R. Fungos micorrízicos arbusculares em dois fragmentos florestais de restinga periodicamente inundável em Marambaia, RJ. **Floram: Floresta e Ambiente**, v. 23, n. 1, p. 33-42, 2016.

CAMPOS, D. T. S.; SILVA, M. C. S. S.; LUZ, J. M. R.; TELESFORA, R. J.; KASUYA, M. C. M. Colonização micorrízica em plantios de eucalipto. **Revista Árvore**, v. 35, p. 965–974, 2011.

CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L.; GRANHA, J. R. D. O.; MARINHO, N. F. Fungos micorrízicos arbusculares em estéril revegetado com *Acacia mangium*, após mineiração de bauxita. **Árvore**, v. 29, n. 3, p. 373-381, 2005.

CARNEIRO, R. F. V.; CARDOZO JÚNIOR, F. M.; PEREIRA, L. F.; ARAÚJO, A. S. F.; SILVA, G. A. Fungos micorrízicos arbusculares como indicadores da recuperação de áreas degradadas no Nordeste do Brasil. **Revista Ciência Agronômica**, v. 43, n. 4, p. 648-657, 2012.

CARRENHO, R.; GOMES, S. M. C. Environmental degradation impact on native communities of arbuscular mycorrhizal fungi in an urban fragment of semideciduous plateau forest. **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, p. 373–379, 2011.

CARRENHO, R.; TRUFEM, S. F. B.; BONONI, V. L. R. Arbuscular mycorrhizal fungi in *Citrus sinensis*/ *C. limon* treated with Fosetyl-Al and Metalaxyl. **Mycological Research**, v. 102, n. 6, p. 677-682, 1998.

CARRENHO, R.; TRUFEM, S. F. B.; BONONI, V. L. R. Effects of using different host plants on the detected biodiversity of arbuscular mycorrhizal fungi from na agroecosystem. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 25, n. 1, p 93–101, 2002.

CARVALHO, F.; SOUZA, F. A.; CARRENHO, R.; MOREIRA, F. M. S.; JESUS, E. C.; FERNANDES, G.W. The mosaic of habitats in the high altitude Brazilian rupestrian fields is a hotspot for arbuscular mycorrhizal fungi. **Applied Soil Ecology**, v. 52, p. 9-19, 2012.

CASAZZA, G.; LUMINI, E.; ERCOLE, E.; DOVANA, F.; GUERRINA, M.; ARNULFO, A.; MINUTO, L.; FUSCONI, A.; MUCCIARELLI, M. The abundance & diversity of arbuscular mycorrhizal fungi are linked to the soil chemistry of screes & to slope in the Alpic paleo-endemic Berardia subacaulis. **PLoS ONE**, v. 12, p. 1–19, 2017.

CAVAGNARO, T. R.; BENDER, S. F.; ASGHARI, H. R.; VAN DER HEIJDEN, M. G. A. The role of arbuscular mycorrhizas in reducing soil nutriente loss. **Trends in plant Science**, v. 20, n. 5, p. 283-290, 2015.

CAVALLAZZI, J. R. P.; KLAUBERG FILHO, O.; STÜRMER, S. L.; RYGIEWICZ, P. T.; MENDONÇA, M. M. Screening and selecting arbuscular mycorrhizal fungi for inoculating micropropagated apple rootstocks in acid soils. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, v. 90, p. 117–129, 2007.

CORDOBA, A. S.; MENDONÇA, M. M.; STÜRMER, S. L.; RYGIEWICZ, P. T. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi along a sand dune stabilization gradient: A case study at Praia da Joaquina, South Brazil. **Mycoscience**, v.42, p. 379–387, 2001.

COUTINHO, E. S.; FERNANDES, G. W.; BERBARA, R. L. L.; VALÉRIO, H. M.; GOTO, B. T. Variation of arbuscular mycorrhizal fungal communities along na altitudinal gradient in rupestrian grasslands in Brazil. **Mycorrhiza**, v. 25, p. 627-638, 2015.

CUNHA, N. G.; SILVEIRA, R. J. C.; SEVERO, C. R. S. **Estudo dos solos do município de Jaguarão**. Pelotas: EMBRAPA/CPACT; Ed. UFPel, 1996. 75 p. Disponível em: <<http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/41400/1/Jaguarao.pdf>>. Acesso em: 24 jun. 2018.

DANTAS, B. L.; WEBER, O. B.; MACIEL NETO, J. P.; ROSSETTI, A. G.; PAGANO, M. C. Diversidade de fungos micorrízicos arbusculares em pomar orgânico no semiárido cearense. **Ciência Rural**, v. 45, n. 8, p. 1480-1486, 2015.

DOUBKOVÁ, P.; VLASAKOVA, E.; SUDOVÁ, R. Arbuscular mycorrhizal symbiosis alleviates drought stress imposed on *Knautia arvensis* plants in serpentine soil. **Plant and Soil**, v. 370, n. 1, p. 149-161, 2013

ELHINDI, K. M.; EL-DIN, A. S.; ELGORBAN, A. M. The impact of arbuscular mycorrhizal fungi in mitigating salt-induced adverse effects in sweet basil (*Ocimum basilicum* L.). **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 24, p.170–179, 2017.

EMBRAPA – Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. Centro Nacional de Pesquisa de Solos. **Manual de métodos de análise de solo**. 2 ed, Rio de Janeiro: EMBRAPA, 1997.

EVELIN, H.; KAPOOR, R.; GIRI B. Arbuscular mycorrhizal fungi in alleviation of salt stress: A review. **Annals of Botany**, v. 104, p. 1263–1280, 2009.

FARIA, M. P.; SIQUEIRA, J. O.; VALE, F.R.; CURIN, N. Crescimento inicial de acácia em resposta a fósforo, nitrogênio, fungos micorrízicos e rizóbio. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, Campinas, v.20, p. 209 - 216, 1996.

FERNANDES, R. A.; FERREIRA, D. A.; SAGGIN-JUNIOR, O. J.; STÜRMER, S. L.; PAULINO, H. B.; SIQUEIRA, J. O.; CARNEIRO, M. A. C. Occurrence and species richness of mycorrhizal fungi in soil under different land use. **Canadian Journal of Soil Science**, v. 96, p. 271-280, 2016.

FITTER, A. H.; HELGASON, T.; HODGE, A. Nutritional exchanges in the arbuscular mycorrhizal symbiosis: Implications for sustainable agriculture. **Fungal Biology Reviews**, v. 25, p. 68-72, 2011.

FOCCHI, S. S.; SOGLIO, F. K. D.; CARRENHO, R.; SOUZA, P. V. D.; LOVATO, P. E. Fungos micorrízicos arbusculares em cultivos de citros sob manejo convencional e orgânico. **Pesquisa agropecuária brasileira**, v. 39, n. 5, p. 469-476, 2004.

FOLLI-PEREIRA, M. S.; MEIRA-HADDAD, L. S.; BAZZOLLI, D. M. S.; KASUYA, M. C. M. Micorriza arbuscular e a tolerância das plantas ao estresse. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 36, p. 1663-1679, 2012.

FREITAS, R. O.; BUSCARDO, E.; NAGY, L.; MACIEL, A. B. S.; CARRENHO, R.; LUIZÃO, R. C. C. Arbuscular mycorrhizal fungal communities along a pedo-hydrological gradient in a Central Amazonian terra firme forest. **Mycorrhiza**, v. 24, p. 21-32, 2014.

FROSI, G.; HARAND, W.; OLIVIERA, M. T.; PERIERA, S. Different physiological responses under drought stress result in different recovery abilities of two tropical

woody evergreen species. **Acta Botanica Brasilica**, v. 31, n. 2, p. 153-160, 2017.

GANGE, A. C.; BROWN, V. K.; SINCLAIR, G. S. Vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi: a determinant of plant community structure in early succession. **Functional Ecology (United Kingdom)**, v. 7, p. 616–622, 1993.

GEE, G. W.; BAUDER, J. W. Particle Size Analysis. In: **Methods of soil analysis**, Part A. Klute (ed). 2 Ed., v. 9. Am. Soc. Agron., Madison, WI, p. 383-411, 1986.

GEORGE, E. K.; HAUSSIER, G.; VETTERLEIN, E. G.; MARSCHNER, H. Water and nutrient translocation by hyphae of *Glomus mosseae*. **Canadian Journal of Botany**, v. 70, p. 2130-2137, 1992.

GIOVANNETTI, M.; MOSSE, B. An evolution of techniques for measuring vesicular arbuscular mycorrhizal infections in roots. **New Phytologist**, v. 84, n. 3, p. 489-500, 1980.

GIRI, B.; KAPOOR, R.; AGARWAL, L.; MUKERJI, K. G. Preinoculation with arbuscular mycorrhizae helps *Acacia auriculiformis* grow in degraded Indian wasteland soil. **Communications in Soil Science and Plant Analysis**, v. 35, p. 193–204, 2004

GOMES, S. P.; TRUFEM, S. F. B. Fungos Micorrízicos Arbusculares (Glomales, Zygomycota) na ilha dos eucaliptos, represa do Guarapiranga, São Paulo, SP. **Acta botânica brasileira**, v. 12, n. 3, p. 393-401, 1998.

GOMIDE, P. H. O.; SILVA, M. L. N.; SOARES, C. R. F. S.; CARDOSO, E. L.; CARVALHO, F.; LEAL, P. L.; MARQUES, R. M.; STÜRMER, S. L. FMAs em fitofisionomias do Pantanal da Nhecolândia, Mato Grosso do Sul. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, v. 38, p. 1114–1127, 2014.

GORZELAK, M. A.; ASAY, A. K.; PICKLES, B. J.; SIMARD, S. W. Inter-plant communication through mycorrhizal networks mediates complex adaptive behaviour in plant communities. **AoB PLANTS**, v. 7, p. 1–13, 2015.

GUI, H.; HYDE, K.; XU, J.; MORTIMER, P. Arbuscular mycorrhiza enhance the rate of litter decomposition while inhibiting soil microbial community development. **Scientific Reports**, v. 7: 42184, 2017. Doi: 10.1038/srep42184

HARLEY, J. L.; SMITH, S. E. **Mycorrhizal Symbiosis**. London: Academic Press Inc, 1983.

HAZZOUI, Z.; MOUSTAKIME, Y.; JOUTEI, K. A. Effect of arbuscular mycorrhizal fungi ad water stress on ultrastructurak change of glandular hairs and essential oil composition in *Oximum gratissimum*. **Chemical and Biological Tecnologies in Agriculture**, v. 4, n. 1, p. 1-13, 2017.

HU, W.; WU, Y.; XIN, G.; WANG, Y.; GUO, J.; PENG, X. Arbuscular mycorrhizal fungi and their influencing factors for *Aegiceras corniculatum* and *Acanthus ilicifolius* in southern China. **Pakistan Journal of Botany**, v. 47, p. 1581–1586, 2015.

JANOS, D. P. Vesicular-Arbuscular Mycorrhizae Affect Lowland Tropical Rain Forest Plant Growth. **Ecology**, v. 61, p. 151–162, 1980a.

JANOS, D. P. Mycorrhizae influence tropical succession. **Biotropica**, v. 12, p. 56–64, v. 1980b.

JANSA, J.; ERB, A.; OBERHOLZER, H.; SMILAUER, P.; EGLI, S. Soil and geography are more important determinants of indigenous arbuscular mycorrhizal communities than management practices in Swiss agricultural soils. **Molecular Ecology**, v. 23, p. 2118–2135, 2014.

JIANG, S.; SHI, G.; MAO, L.; PAN, J.; AN, L.; LIU, Y.; FENG, H. Comparison of different PCR primers on detecting arbuscular mycorrhizal communities inside plant roots. **Acta Microbiologica Sinica**, v. 55, n. 7, p. 916–925, 2015.

JOBIM, K.; GOTO, B. T. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomeromycota) in maritime sand dunes of Brazilian northeast. **Studies in Fungi**, v. 1, n. 1, p. 43–55, 2016.

JOHNSON, N. C.; GRAHAM, J. H.; SMITH, F. A. Functioning of mycorrhizal associations along the mutualismo-parasitism continuum. **New Phytologist**, v. 135, n. 4, p. 575–785, 1997.

KASCHUK, G.; KUYPER, T. W.; LEFFELAAR, P. A.; HUNGRIA, M.; GILLER, K. E. Are the rates of photosynthesis stimulated by the carbon sink strength of rhizobial and arbuscular mycorrhizal symbioses? **Soil Biology and Biochemistry**, v. 41, p. 1233–1244, v. 2009.

KATSUYA, Y.; MINAKO, T. Mycorrhizal alleviation of acid soil stress in the sweet potato (*Ipomoea batatas*). **Soil Biology and biochemistry**, v. 37, n. 8, p. 1569–1572, 2005.

KAWAHARA, A.; AN, G.; MIYAKAWA, S.; SONODA, J.; EZAWA, T. Nestedness in arbuscular mycorrhizal fungal communities along soil pH gradients in early primary succession: acid-tolerant fungi are pH generalists. **Plos One**, v. 11, p. 1–20, 2016.

KIKVIDZE, Z.; ARMAS, C.; FUKUDA, K.; MARTÍNEZ-GARCÍA, L. B.; MIYATA, M.; ODA-TANAKA, A.; PUGNAIRE, F. I.; WU, B. The role of arbuscular mycorrhizae in primary succession: Differences and similarities across habitats. **Web Ecology**, v. 10, p. 50–57, 2010.

KIRIACHEK, S. G.; AZEVEDO, L. C. B.; PERES, L. E. P.; LAMBAIS, M. R. Regulação do desenvolvimento de micorrizas arbusculares. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 33, p. 1–16, 2009.

KIVLIN, S. N.; HAWKES, C. V.; TRESEDER, K. K. Global diversity and distribution of arbuscular mycorrhizal fungi. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 43, p. 2294-2303, 2011.

KRÜGER, M.; STOCKINGER, H.; KRÜGER, C.; SCHÜßLER, A. DNA-based species level detection of Glomeromycota: One PCR primer set for all arbuscular mycorrhizal fungi. **New Phytologist**, v. 183, p. 212–223, 2009.

KRÜGER, C.; WALKER, C.; SCHÜßLER, A. *Scutellospora savannicola*: redescription, epitypification, DNA barcoding and transfer to Dentiscutata. **Mycological Progress**, v. 13, p. 1165–1178, 2014.

LAMMEL, D. R.; CRUZ, L. M.; MESCOLOTTI, D.; STÜRMER, S. L.; CARDOSO, E. J. B. N. Woody Mimosa species are nodulated by *Burkholderia* in ombrophylous forest soils and their symbioses are enhanced by arbuscular mycorrhizal fungi (AMF). **Plant Soil**, v. 393, n. 1-2, p. 123-135, 2015.

LEAL, P. L.; SIQUEIRA, J. O.; STÜRMER, S. L. Switch of tropical Amazon forest to pasture affects taxonomic composition but not species abundance and diversity of arbuscular mycorrhizal fungal community. **Applied Soil Ecology**, v. 71, p. 72-80, 2013.

LEAL, P. L.; VARÓN-LÓPEZ, M.; PRADO, I. G. O.; SANTOS, J. V.; SIQUEIRA, J. O.; MOREIRA, F. M. S. Enrichment of arbuscular mycorrhizal fungi a contaminated soil after rehabilitation. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 47: 853-862, 2016.

LEAL, P. L.; STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Occurrence and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in trap cultures from soils under different land use systems in the Amazon, Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 40, p. 111-121, 2009.

LIMA, F. S.; SOUSA, C. S. Crescimento e nutrição de mudas de clones de eucalipto com fungos micorrízicos. **Pesquisa Agropecuaria Tropical**, v. 44, p. 110–118, 2014.

LIU, Y.; JOHNSON, N. C.; MAO, L.; SHI, G.; JIANG, S.; MA, X.; DU, G.; AN, L.; FENG, H. Phylogenetic structure of arbuscular mycorrhizal community shifts in response to increasing soil fertility. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 89, p. 196-205, 2015.

LORENZI, H.; SOUZA, H. M.; TORRES, M. A. V.; BACHER, L. B. **Árvores exóticas no Brasil: madeiras, ornamentais e aromáticas**. Nova Odessa: Instituto Plantarum de estudos da flora, 2000.

MACHINESKI, O.; BALOTA, E. L.; COLOZZI FILHO, A.; SOUZA, D. A.; SOUZA, J. R. P. Crescimento de mudas de peroba rosa em resposta à inoculação com FMAs. **Ciência Rural**, v. 39, p. 567–570, 2009.

MAHERALI, H.; KLIRONOMOS, J. N. Influence of phylogeny on fungal community assembly and ecosystem functioning. **Science**, v. 316, p. 1746-1748, 2007

MARINHO, N. F.; CAPRONI, A. L.; FRANCO, A. A.; BERBARA, R. L. L. Respostas de *Acacia mangium* Willd e *Sclerolobium paniculatum* Vogel a FMAs nativos provenientes de áreas degradadas pela mineração de bauxita na Amazônia. **Acta Botanica Brasilica**, v. 18, p. 141–149, 2004.

MARINHO, F.; SILVA, G. A.; FERREIRA, A. C.; VERAS, J. S. N.; SOUSA, N. M. F.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C.; OEHL, F. *Bulbospora mínima*, a new genus and a new species in the Glomeromycetes from semi-arid Northeast Brazil. **Sydowia**, v. 66, p. 313-323, 2014.

MARSCHNER, H. **Mineral nutrition of higher plants**. San Diego: Academic Press, 1995.

MCGUIRE, K. L.; HENKEL, T. W.; GRANZOW DE LA CERDA, I.; VILLA, G.; EDMUND, F.; ANDREW, C. Dual mycorrhizal status of non-dominant tree and liana species. **Mycorrhiza**, v. 18., n. 4, p. 217-222, 2008.

MEDINA, C. V.; KASCHUK, G.; ZANETTE, F. 2018 Colonization and spore richness of arbuscular mycorrhizal fungi in Araucaria nursery seedlings in Curitiba, Brazil. **Hindawi**, p. 1-6, 2018.

MELLO, A. H.; ANTONIOLLI, Z. I.; KAMINSKI, J.; SOUZA, E. L.; OLIVEIRA, V. L. Fungos arbusculares e ectomicorrízicos em áreas de eucalipto e de campo nativo em solo arenoso. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 16, n. 3, p. 293-301, 2006.

MELLO, A. H. **Ocorrência, caracterização e eficiência de fungos micorrízicos em *Eucalyptus grandis* e *Acacia mearnsii***. 136 f. Tese (Doutorado em Ciência do Solo) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria, 2006.

MELLO, A. H.; KAMINSKI, J.; ANTONIOLLI, Z. I.; SANTOS, L. C.; SOUZA, E. L.; SCHIRMER, G. K.; GOULART, R. M. Influência de substratos e fósforo na produção de mudas micorrizadas de *Acacia mearnsii* De Wild. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 18, n. 3, p. 321-327, 2008.

MELLO, C. M. A.; RAMALHO, I.; PONTES, J. S.; GOTO, B. T.; SILVA, G. A.; MAIA, L.C. 2012. Diversidade de FMAs em área de Caatinga, PE, Brasil. **Acta Botanica Brasilica**, v. 26; p. 938–943, 2012.

MELLONI, R; GUIDA, E. C.; ANDRADE, M. R.; MELLONI, E. G. P. Fungos micorrízicos arbusculares em solos da reserva biológica municipal Serra dos Toledo, Itajubá/MG. **Ciência Florestal**, Santa Maria, v. 21, n. 4, p. 799-809, 2011.

MERGULHÃO, A. C. E. S.; BURITY, H. A.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a gypsum mining impacted semiarid area. **Acta botânica brasiliensis**, v. 24, n. 4, p. 1052-1061, 2010.

MERGULHÃO, A. C. E. S.; FIGUEIREDO, M. V. B.; BURITY, H. A.; MAIA, L. C. Hospedeiros e ciclos sucessivos de multiplicação afetam a detecção de FMAs em áreas impactadas por mineração gesseira. **Revista Árvore**, v. 33, n. 2, p. 277-236, 2009.

MILLNER, P. D.; KITT, D. G. The Beltsville method for soilless production of vesicular-arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 2, n. 2, p. 9-15, 1992.

MOCHIUTTI, S. **Produtividade e sustentabilidade de plantações de acácia-negra (*Acacia mearnsii* De Wild.) no Rio Grande do Sul**. 2007. 286 p. Tese (Doutorado em Ciências Florestais) – Setor de Ciências Agrárias, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2007.

MOORA, M.; DAVISON, J.; ÖPIK, K.; METSIS, M.; SAKS, Ü.; JAIRUS, T.; VASAR, M.; ZOBEL, M. Anthropogenic land use shapes the composition and phylogenetic structure of soil arbuscular mycorrhizal fungal communities. **FEMS Microbiology**, v. 90, n. 3, p. 609-21, 2014.

MOORMAN, T.; REEVES, F.B. The role of endomycorrhizae in revegetation practices in the semi-arid West. II. A bioassay to determine the effect of land disturbance on endomycorrhizal populations. **American Journal of Botany**, v. 6, n. 1, p., 1979

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; BEVER, J. D. Discovery, measurement, and interpretation of diversity in symbiotic endomycorrhizal fungi. **Canadian Journal of Botany**, v. 73, p. 25–32, 1995.

MORTON, J. B.; BENTIVENGA, S. P.; WHEELER, W. W. Germplasm in the International Collection of Arbuscular and Vesicular-Arbuscular Mycorrhizal Fungi (INVAM) and procedures for culture development, documentation and storage. **Mycotaxon**, v. 48, p. 491-528, 1993

MOREIRA, B. C.; RODRIGUES, A. L.; OLIVEIRA, S. F.; MIGUEL, P. S. B.; BAZZOLLI, D. M. S.; STÜMMER, S. L.; KASUYA, M. C. M. Arbuscular mycorrhizal fungi in the *Jatropha curcas* rhizosphere. **African Journal of Microbiology Research**, v. 9, n. 15, p. 1060-1074, 2015.

MOREIRA, M.; BARETTA, D.; TSAI, S. M.; CARDOSO, E. J. B. N. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in native and in replanted Araucaria forest. **Scientia Agricola**, v. 66, n. 5, p. 677-684, 2009.

MOREIRA, M.; NOGUEIRA, M. A.; TSAI, S. M.; GOMES-DA-COSTA, S. M.; CARDOSO, E. J. B. N. Sporulation and diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Brazil Pine in the field and in the greenhouse. **Mycorrhiza**, v. 17, p. 519-526, 2007.

MOREIRA, M.; ZUCCHI, M. I.; GOMES, J. E.; TSAI, S. M.; ALVES-PEREIRA, A.; CARDOSO, E. J. B. N. *Araucaria angustifolia* aboveground roots presented high arbuscular mycorrhizal fungal colonization and diversity in the Brazilian Atlantic forest. **Pedosphere**, v. 26, n. 4, p. 561-566, 2016.

MOREIRA-SOUZA, M.; TRUFEM, S. F. B.; GOMES-DA-COSTA, S. M.; CARDOSO, E. J. B. N. Arbuscular mycorrhizal fungi associated with *Araucaria angustifolia* (Bert.) O. Ktze. **Mycorrhiza**, v. 13, p. 211-215, 2003.

MUGNIER, J.; MOSSE, B. Spore germination and viability of a vesicular arbuscular mycorrhizal fungus, *Glomus mossae*. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 88, n. 3, p. 411-413, 1987.

NYAGA, J.; JEFWA, J. M.; MUTHURI, C. W.; MATIRU, V. N.; WACHIRA, P. M.; OKOTH, S. A. Arbuscular mycorrhizal fungi with different soil fertility amendment practices in agricultural landscapes of Kenyan highlands. **Nutr Cycl Agroecosyst**, v. 103, p. 229-240, 2015.

ÖPIK, M.; MOORA, M.; ZOBEL, M.; SAKS, Ü.; WHEATLEY, R.; WRIGHT, F.; DANIELL, T. High diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in a boreal herb-rich coniferous forest. **New Phytologist**, v. 179, n. 3, p. 867-876, 2008.

PAGANO, M. C.; ZANDEVALLI, R. B.; ARAÚJO, F. S. Biodiversity of arbuscular mycorrhizas in three vegetational types from the semiarid of Ceará State, Brazil. **Applied Soil Ecology**, v. 67, p. 37-46, 2013.

PAGANO, M. C.; SCOTTI, M. R. Arbuscular and ectomycorrhizal colonization of two Eucalyptus species in semiarid Brazil. **Mycoscience**, v. 49, p. 379-384, 2008.

PAGANO, M. C.; SCOTTI, M. R.; CABELLO, M. N. Effect of the inoculation and distribution of mycorrhizae in *Plathymenia reticulata* benth under monoculture and mixed plantation in Brazil. **New Forests**, v. 38, p. 197-214, 2009.

PEREIRA, A. P. A.; SANTANA, M. C.; BONFIM, J. A.; MESCOLOTTI, D. L.; CARDOSO, E. J. B. N. Digging deeper to study the distribution of mycorrhizal arbuscular fungi along the soil profile in pure and mixed *Eucalyptus grandis* and *Acacia mangium* plantations. **Applied Soil Ecology**, v. 128, p. 1-11, 2018.

PEREIRA, C. M. R.; SILVA, D. K. A.; FERREIRA, A. C. A.; GOTO, B. T.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Atlantic forest areas under different land uses. **Agriculture, ecosystems and Environment**, v. 185, p. 245-252, 2014.

PHILLIPS, J. M.; HAYMAN, D. S. Improved procedures for clearing roots and staining parasitic and vesicular arbuscular mycorrhizal fungi for rapid assessment of infections. **Transactions of the British Mycological Society**, v. 55, n. 1, p. 158-161, 1970.

PONTES, J. S.; OEHL, F.; MARINHO, F.; COYNE, D.; SILVA, D. K. A.; YANO-MELO, A.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in Brazil's Caatinga and experimental agroecosystems. **Biotropica**, v. 49, n. 3, p. 413-427, 2017^a.

PONTES, J. S.; OEHL, F.; PEREIRA, C. D.; MACHADO, C. T. T.; COYNE, D.; SILVA, D. K. A.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi the Brazilian's Cerrado and in soybean under conservatio and conventional tillage. **Applied Soil Ecology**, v. 117-118, p. 178-189, 2017b.

PURIN, S.; FILHO O. K.; STÜRMER, S. L. Mycorrhizae activity and diversity in conventional and organic apple orchards from Brazil. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 38, p. 1831–1839, 2006.

QUOIRIN, M.; SILVA, M. C.; MARTINS K. G.; OLIVEIRA, D. E. Multiplication of juvenile black wattle by microcuttings. **Plant Cell, Tissue and Organ Culture**, Netherlands, v.66, p.199-205, 2001.

REDECKER, D.; HIJRI, I.; WIEMKEN, A. Molecular identification of arbuscular mycorrhizal fungi (Glomales). **Molecular Phylogenetics Evolution**, v. 14, p. 276-284, 2003.

RHODES, L. H.; GERDEMANN, J. W. Translocation of calcium and phosphate by external hyphae of vesicular-arbuscular mycorrhizae. **Soil Science**, v. 126, p. 125–126, 1978.

RODRIGUEZ-ECHEVERRIA, S.; TEIXEIRA, H.; CORREIA, M.; TIMOTEO, S.; HELENO, R.; ÖPIK, M.; MOORA, M. Arbuscular mycorrhizal fugi communities from tropical Africa reveal Strong ecological structure. **New phytologist**, v. 213, n. 1, p. 380-390, 2017.

ROWE, H. I.; BROWN, C. S.; CLAASSEN, V. P. Comparisons of mycorrhizal responsiveness with field soil and commercial inoculum for six native montane species and *Bromus tectorum*. **Restoration Ecology**, v. 15, p. 44–52, 2007.

SANTOS, F. E. F.; CARRENHO, R. Diversidade de FMAs em remanescente florestal impactado (Parque Cinqüentenário - Maringá, Paraná, Brasil). **Acta Botanica Brasilica**, v. 25, n. 2, p. 508-516, 2011.

SANTOS, R. S.; SCORIZA, R. N.; FERREIRA, J. S. Fungos micorrízicos arbusculares em diferentes coberturas florestais em Vitória da Conquista, Bahia. **Floresta e Ambiente**, v. 20, p. 344–350, 2013.

SANTOS, R. S.; BARRETO-GARCIA, P. A. B.; SCORIZA, R. N. Fungos Micorrízicos Arbusculares e serapilheira como indicadores do efeito de borda em fragmento de floresta estacional. **Ciência Florestal**, v. 28, n. 1, p. 324-335, 2018.

SAPSFORD, S. J.; PAAP, T.; HARDY, G. E. ST. J., BURGESS, T. I. The “chicken or the egg”: which comes first, forest tree decline or loss mycorrhizae? **Plant ecol**, v. 228, p. 1093-1106, 2017.

SCHIAVO, J. A.; MARTINS, M. A.; RODRIGUES, L. A. Crescimento de mudas de *Acacia mangium*, *Sesbania virgata* e *Eucalyptus camaldulensis*, inoculadas com fungos micorrízicos, em casa-de-vegetação e em cava-de-extração de argila. **Acta Scientiarum – Agronomy**, v. 32, p. 171–178, 2010.

SCHNEIDER, J.; BUNDSCHUH, J.; NASCIMENTO, C. W. A. Arbuscular Mycorrhizal fungi assisted phytoremediation of a lead-contaminated site. **Science of the Total Environment**, v. 572, p. 86-97, 2016.

SCHNEIDER, J.; STÜRMER, S. L.; GUILHERME, L. R. G.; MOREIRA, F. M. S.; SOARES, C. R. F. S. Arbuscular mycorrhizal fungi in arsenic-contaminated areas in Brazil. **Journal of Hazardous Materials**, v. 262, p. 1105-1115, 2013.

SCHULDT, A.; BRUELHEIDE, H.; BUSCOT, F.; ASSMANN, T.; ERFMEIER, A.; KLEIN, A.; MA, K.; SCHOLTEN, T.; STAAB, M.; WIRTH, C. Belowground top-down and aboveground bottom-up effects structure multitrophic community relationships in a biodiverse forest. **Scientific Reports**, v. 7, p. 1–10, 2017.

SEPP, S.; JAIRUS, T.; VASAR, M.; ZOBEL, M.; ÖPIK, M. Effects of land use on arbuscular mycorrhizal fungal communities in Estonia. **Mycorrhiza**, v. 28, p. 259-268, 2018.

SHI, N.; GAO, C.; ZHENG, Y.; GUO, L. Arbuscular mycorrhizal fungus identity and diversity influence subtropical tree competition. **Fungal Ecology**, v. 20, p. 115–123, 2016.

SIEVERDING, E.; SILVA, G. A.; BERNDT, R.; OEHL, F. *Rhizoglosum*, a new genus of the Glomeraceae. **Mycotaxon**, v. 129, n. 2, p. 373-386, 2014.

SILVA, A. C.; VIEIRA, C. T.; ROSADO, S. C. S. Variabilidade em *Eremanthus erythropappus* para resposta à inoculação micorrízica. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, Campina Grande, v. 9, n. 3, p. 400 – 405, 2005a.

SILVA, C. F.; ARAÚJO, J. L. S.; SILVA, E. M. R.; PEREIRA, M. G.; SCHIAVO, J. A.; FREITAS, M. S. M.; SAGGIN-JUNIOR, O. J.; MARTINS, M. A. Comunidade de FMAs: Diversidade, composição e glomalina em área revegetada com Sesbânia. **Revista Brasileira de Ciencia do Solo**, v. 38, p. 423–431, 2014a

SILVA, C. F.; PEREIRA, M. G.; SANTOS, V. L.; MIGUEL, D. L.; SILVA, E. M. R. FMAs: Composição, comprimento de micélio extrarradicular e glomalina em áreas de Mata Atlântica, Rio de Janeiro. **Ciência Florestal**, v. 26, n. 2, p. 419-433, 2016.

SILVA, D. K. A.; COUTINHO, F. P.; ESCOBAR, I. E. C.; SOUZA, R. G.; OEHL, F.; SILVA, G. A.; CAVALCANTE, U. M. T.; MAIA, L. C. The community of arbuscular mycorrhizal fungi in natural and revegetated coastal areas (Atlantic Forest) in northeastern Brazil. **Biodiversity and Conservation**, v. 24, p. 2213-2226, 2015a.

SILVA, D. K.; SOUZA, R. G.; VELEZ, B. A. A.; SILVA, G. A.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Communities of arbuscular mycorrhizal fungi on a vegetation gradient in tropical coastal dunes. **Applied Soil Ecology**, v. 96, p. 7-17, 2015b.

SILVA, D. K. A.; PEREIRA, C. M. R.; SOUZA, R. G.; SILVA, G. A.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in restinga and dunes areas in Brazilian Northeast. **Biodiversitu Conservation**, v. 21, p. 2361-2373, 2012.

SILVA, G. A.; SIQUEIRA, J. O.; STÜRMER, S. L. Eficiência de FMAs isolados de solos sob diferentes sistemas de uso na região do Alto Solimões na Amazônia. **Acta Amazônica**, v. 39, n. 3, p. 477-488, 2009.

SILVA, G. A.; TRUFEM, S. F. B.; SAGGIN JUNIOR, O. J.; MAIA, L. C. Arbuscular mycorrhizal fungi in a semiarid copper mining area in Brazil. **Mycorrhiza**, v. 15, p. 47-53, 2005b.

SILVA, I. R.; MELLO, C. M. A.; FERREIRA NETO, R. A.; SILVA, D. K. A.; MELO, A. L.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Diversity of arbuscular mycorrhizal fungi along na environmental gradiente in the Brazilian semiarid. **Applied Soil Ecology**, v. 84, p. 166-175, 2014b.

SILVA, I. R.; SILVA, D. K. A.; SOUZA, F. A.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Changes in arbuscular mycorrhizal fungal communities along a river delta island in northeastern Brazil. **Acta Oecologica**, v. 79, p. 8-17, 2017a.

SILVA, I. R.; SOUZA, F. A.; SILVA, D. K. A.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Patterns of arbuscular mycorrhizal fungal distribution on Mainland and Island sandy coastal plain ecosystems in Brazil. **Microbial Ecology**, v. 74, p. 654-669, 2017b.

SILVA, X. S.; FIGUEIREDO, M. V. B.; SILVA, G. A.; GOTO, B. T.; OLIVEIRA, J. P.; BURITY, H. A. Fungos Micorrízicos Arbusculares em áreas de plantio de leucena e sábia no estado de Pernambuco. **Árvore**, v. 31, n. 3, p. 427-435, 2007.

SIMARD, S. W.; PERRY, D. A.; JONES, M. D.; MYROLD, D. D.; DURALL, D. M.; MOLINA, R. Net transfer of carbon between ectomycorrhizal tree species in the field. (Cover story). **Nature**, v. 388, p. 579-582, 1997.

SKUJINS, J.; ALLEN, M. F. Use of mycorrhizae for land rehabilitation. **MIRCEN Journal of Applied Microbiology and Biotechnology**, v. 2, p. 161-176, 1986.

SMITH, F. A.; SMITH, S. E. How useful is the mutualismo-parasitism continuum of arbuscular mycorrhizal functioning? **Plant Soil**, v. 363, p 7-18, 2013.

SMITH, S. E.; READ, D. J. **Mycorrhizal symbiosis**. 3rd edn: Academic Press, 2008.

SOUDZILOVSKAI, N. A.; DOUMA, J. C.; AKHMETZHANOVA, A. A.; VAN BODEGOM, P. M.; CORNWELL, W. K.; MOENS, E. J.; TRESEDER, K. K.; TIBBETT, M.; WANG, Y.; CORNELISSEN, J. H. C. Global patterns of plant root

colonization intensity by mycorrhizal fungi explained by climate and soil chemistry. **Global Ecology and Biogeography**, v. 14, p. 371-382, 2015.

SOUSA, C. S.; MENEZES, R. S. C.; SAMPAIO, E. V. S. B.; LIMA, F. S.; MAIA, L. C.; OEHL, F. Arbuscular mycorrhizal fungi in sucessional stages of caatinga in the semi-arid region of Brazil. **Ciência Florestal**, v. 24, n. 1, p. 137-148, 2014.

SOUSA, C. S.; MENEZES, R. S. C.; SAMPAIO, E. V. S. B.; LIMA, F. S.; OEHL, F.; MAIA, L. C. Arbuscular mycorrhizal fungi within agroforestry and tradicional land use systems in semi-arid Northeast Brazil. **Acta Scientiarum**, v. 35, n. 3, p. 307-314, 2013.

SOUSA, N. M. F.; VERESOGLOU, S. D.; OEHL, F.; RILIG, M. C.; MAIA, L. C. Predictors of Arbuscular Mycorrhizal Fungal Communities in the Brazilian Tropical Dry Forest. **Microbial Ecology**, v. 73, n. 2, p. 447-458, 2017.

SOUZA, E. L.; MELLO, A. H.; KAMINSKI, J.; ANTONIOLLI, Z. I.; ANACLETO, K. M.; SCHIRMER, K. Identificação da ocorrência de fungos micorrízicos em povoamentos de *Eucalyptus grandis* Hillex Maiden em solo sujeito a arenização. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CIÊNCIA DOS SOLOS. **Anais**. São Paulo, 2003a. 1 CD-ROM.

SOUZA, R. G.; GOTO, B. T.; SILVA, D. K. A.; SILVA, F. S. B.; SAMPAIO, E. V. S. B.; MAIA, L. C. The role of arbucular mycorrhizal fungi and cattle manure in the establishment of *Tocoyena selloana* Schum. in mined dune areas. **European Journal of Soil Biology**, v. 46, p. 237-242, 2010.

SOUZA, R. G.; MAIA, L. C.; SALES, M. F.; TRUFEM, S. F. B. Diversidade e potencial de infectividade de fungos micorrízicos arbusculares em área de caatinga, na região do Xingó, estado de Alagoas, Brasil. **Revista Brasileira de Botânica**, v. 26, n. 1, p. 49-60, 2003.

SOUZA, R. G.; SILVA, D. K. A.; MELLO, C. M. A.; GOTO, B. T.; SILVA, F. S. B.; SAMPAIO, E. V. S. B.; MAIA, L. C. Arbuscular mycorrhizal fungi in revegetated mined dunes. **Land Degradation & Development**, v. 24, p. 147-155, 2013.

SOUZA, T. A. F.; RODRIGUEZ-ECHEVERRÍA, S.; ANDRADE, L. A.; FREITAS, H. Arbuscular mycorrhizal fungi in *Mimosa tenuiflora* (Willd.) Poir from Brazilian semi-arid. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 47, p. 359-366, 2016.

SPATAFORA, J. W.; CHANG, Y.; BENNY, G. L.; LAZARUS, K.; SMITH, M. E.; BERBEE, M. L.; BONITO, G.; CORRADI, N.; GRIGORIEV, I.; GRYGANSKY, A.; JAMES, T. Y.; O'DONNELL, K.; ROBERSON, R. W.; TAYLOR, T. N.; UEHLING, J.; VILGALYS, R.; WHITE, M. M.; STAJICH, J. E. A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. **Mycologia**, v. 108, n.5, 1028-1046, 2016.

STÜRMER, S. L.; KLAUBERG FILHO, O.; QUEIROZ, M. H.; MENDONÇA, M. M. Occurence of arbuscular mychorrhizal fungi in soils of early stage of a secondary

sucesion of Atlantic Forest in South Brazil. **Acta botanica brasílica**, v. 20, n. 3, p. 513-521, 2006.

STÜRMER, S. L.; SIQUEIRA, J. O. Species richness and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi across distinct land uses in Western Brazilian Amazon. **Mycorrhizal**, v. 21, p. 255-267, 2011.

STÜRMER, S. L.; STÜRMER, R.; PASQUALINI, D. Taxonomic diversity and community structure of arbuscular mycorrhizal fungi (Phylum Glomeromycota) in three maritime sand dunes in Santa Catarina state, south Brazil. **Fungal Ecology**, v. 6, p. 27–36, 2013.

TEIXEIRA, A. F. S.; KEMMELMEIER, K.; MARASCALCHI, M. N.; STÜRMER, S. L.; CARNEIRO, M. A. C.; MOREIRA, F. M. S. Arbuscular mycorrhizal fungal communities in an iron mining area and its surroundings: Inoculum potential, density, and diversity of spores related to soil properties. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 41, n. 5, p. 511-525, 2017.

TEIXEIRA-RIOS, T.; SILVA, D. K. A.; GOTO, B. T.; YANO-MELO, A. M. Seasonal differences in arbuscular mycorrhizal fungal communities in two woody species dominating semiarid caatinga forests. **Folia Geobotanica**, v. 53, n. 2, p. 191-200, 2018.

TEIXEIRA-RIOS, T.; SOUZA, R. G.; MAIA, L. C.; OEHL, F.; LIMA, C. E. P. Arbuscular mycorrhizal fungi in a semi-arid limestone mining-impacted area of Brazil. **Acta Botanica Brasílica**, v. 27, n. 4, p. 688-693, 2013.

TRINDADE, A. V.; SIQUEIRA, J. O.; STÜRMER, S. L. Arbuscular mycorrhizal fungi in papaya plantations of Espírito Santo and Bahia, Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 37, p. 283-289, 2006.

UIBOPUU, A.; MOORA, M.; SAKS, Ü.; DANIELL, T.; ZOBEL, M.; ÖPIK, M. Differential effect of arbuscular mycorrhizal fungal communities from ecosystems along management gradient on the growth of forest understorey plant species. **Soil Biology and Biochemistry**, v. 41, p. 2141–2146, 2009.

USHIO, M.; FUJIKI, Y.; HIDAKA, A.; KITAYAMA, K. Linkage of root physiology and morphology as an adaptation to soil phosphorus impoverishment in tropical montane forests. **Functional Ecology**, v. 29, p. 1235–1245, 2015.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; BARDGETT, R. D.; VAN STRAALLEN, N. M. The unseen majority: Soil microbes as drivers of plant diversity and productivity in terrestrial ecosystems. **Ecology Letters**, v. 11, p. 296–310, 2008.

VAN DER HEIJDEN, M. G. A.; KLIRONOMOS, J. N.; URSIC, M.; MOUTOGLIS, P.; STREITWOLF-ENGEL, R.; BOLLER, T.; WIEMKEN, A.; SANDERS, I. R. Mycorrhizal fungal diversity determines plant biodiversity, ecosystem variability and productivity. **Nature**, v. 74, p. 69–72, 1998.

VAN GELL, M.; VERBRUGGEN, E.; BEENHOUWER, M. D.; VAN RENNES, G.; LIEVENS, B.; HONNAY, O. High soil phosphorus levels overrule the potential benefits of organic farming on arbuscular mycorrhizal diversity in northern vineyards. **Agriculture, ecosystems and environment**, v. 248, p. 144-152, 2017.

VAN TICHELEN, K. K.; COLPAERT, J. V.; VANGRONSVELD, J. Ectomycorrhizal protection of *Pinus sylvestris* against copper toxicity. **New Phytologist**, Lancaster, v. 150, p. 203 - 213, 2001.

VARGAS, L. K.; LISBOA, B. B.; SCHOLLES, D.; SILVEIRA, J. R. P.; JUNG, G. C.; GRANADA, C. E.; NEVES, A. G.; BRAGA, M. M.; NEGREIROS, T. Diversidade genética e eficiência simbiótica de rizóbios moduladores de Acácia-negra de solos do Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Ciência do Solo**, v. 31, p. 647-654, 2007.

VASAR, M.; ANDRESON, R.; DAVISON, J.; JAIRUS, R.; MOORA, M.; REMM, M.; YOUNG, J. P. W.; ZOBEL, M.; ÖPIK, M. Increased sequencing depth does not increase captured diversity of arbuscular mycorrhizal fungi. **Mycorrhiza**, v. 27, p. 761-773, 2017.

VASCONCELLOS, R. L. F.; BONFIM, J. A.; BARETTA, D.; CARDOSO, E. J. B. N. Arbuscular mycorrhizal fungi and glomalin-related soil protein as potential indicators of soil quality in a recuperation gradient of the Atlantic forest in Brazil. **Land degradation & Development**, v. 27, p. 325-334, 2016.

VIEIRA, C. K.; MARASCALCHI, M. N.; RODRIGUES, A. V.; ARMAS, R. D.; STÜRMER, S. L. Morphological and molecular diversity of arbuscular mycorrhizal fungi in revegetated iron-mining site has the same magnitude of adjacent pristine ecosystems. **Journal of environmental sciences**, v. 67, p. 330-343, 2017.

VIERHEILIG, H.; COUHLAN, A. P.; WYSS, URS, PICHÉ, Y. Ink and vinegar, a simple staining technique for arbuscular-mycorrhizal fungi. **Applied and environmental microbiology**, v. 64, n. 12, p. 5004-5007, 1998.

VOZZO, J. A.; HACKSKAYLO, E. Inoculation of *Pinus caribaea* with ectomycorrhizal fungi in Puerto Rico. **Forest science**, v. 17, p. 239 -245, 1971.

WEHNER, J.; ANTUNES, P. M.; POWELL, J. R.; CARUSO, T.; RILLING, M. C. Indigenous arbuscular mycorrhizal fungal assemblages protect grassland host plants from pathogens. **Plos One**, v. 6, n. 11, p. 27381, 2011. Doi: 10.1371/journal.ponr.0027381.

ZAHARICK, J.; HARALD, B.; BEAUCHAMP, V. An experimental test of epizootic and endozoochory of arbuscular mycorrhizal fungi spores by small mammals in Maryland Forest. **Northeastern Naturalist**, v. 22, n. 1, p. 163-177, 2015.

ZANDAVALLI, R. B.; STÜRMER, S. L.; DILLENBURG, L. R. Species richness of arbuscular mycorrhizal fungi in forests with Araucaria in Southern Brazil. **Hoehnea**, v. 35, p. 63–68, 2008.

ZANGARO, W.; ALVES, R. A.; SOUZA, P. B.; ROSTIROLA, L. V.; LESCANO, L. E. A. M.; RONDINA, A. B. L.; NOGUEIRA, M. A. Succession and environmental variation influence soil exploration potential by fine roots and mycorrhizal fungi in an Atlantic ecosystem in southern Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 30, p. 237–248, 2014.

ZANGARO, W.; BONONI, V. L. R.; TRUFEN S. B. Mycorrhizal dependency, inoculum potential and habitat preference of native woody species in South Brazil. **Journal of Tropical Ecology**, v. 16, p. 603–622, 2000.

ZANGARO, W.; ROSTIROLA, L.V.; SOUZA, P.B.; ALVES, R.A.; LESCANO, L.E.A.M.; RONDINA, A.B.L.; NOGUEIRA, M.A.; CARRENHO, R. Root colonization and spore abundance of arbuscular mycorrhizal fungi in distinct successional stages from Atlantic rainforest biome in southern Brazil. **Mycorrhiza**, v. 23, p. 221-223, 2013.

ZANGARO, W.; TOREZAN, J. M. D.; ROSTIROLA, L. V.; SOUZA, P. B.; NOGUEIRA, M. A. Influence of mycorrhizas, organic substrates and container volumes on the growth of *Heliocarpus popayanensis* Kunth. **Cerne**, v. 21, p. 395–403, 2015.

ANEXO 1

ANEXO 1 – ESPÉCIES DE FMAS EM ECOSSISTEMAS COM FLORESTAS E/OU BIOMAS COM ECOSSISTEMAS FLORESTAIS NO TERRITÓRIO BRASILEIRO (JANEIRO DE 1997 ATÉ AGOSTO DE 2018)

Familia		Espécie
Archaeosporales	Ambisporaceae	<i>Ambispora appendicula</i> (Spain, Sieverd. & N. C. Schenck) C. Walker <i>Ambispora brasiliensis</i> B.T. Goto, L.C. Maia & Oehl <i>Ambispora callosa</i> (Sieverd.) C. Walker, Vestberg & A. Schüssler <i>Ambispora fecundispora</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) C. Walker <i>Ambispora gerdemannii</i> (S.L. Rose, B.A. Daniels et Trappe) C. Walker, Vestberg & Schuessler <i>Ambispora leptoticha</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) C. Walker, Vestberg & A. Schüssler
	Archaeosporaceae	<i>Archaeospora trappei</i> (R.N. Ames & Linderman) J.B. Morton & D. Redecker <i>Archaeospora undulata</i> (Sieverd.) Sieverd., G.A. Silva, B.T. Goto & Oehl
Diversisporales	Acaulosporaceae	<i>Acaulospora alpina</i> Oehl, Sykorova & Sieverd <i>Acaulospora bireticulata</i> Roth & Trappe <i>Acaulospora brasiliensis</i> (B.T. Goto, L.C. Maia & Oehl) C. Walker, Krueger & Schuessler <i>Acaulospora capsicula</i> Blaszk <i>Acaulospora cavernata</i> Blaszk. <i>Acaulospora colombiana</i> (Spain & N.C. Schenck) Kaonongbua, J.B. Morton & Bever <i>Acaulospora delicata</i> C. Walker, C. M. Pfeiff. & Bloss <i>Acaulospora denticulata</i> Sieverd. & S. Toro <i>Acaulospora dilatata</i> J.B. Morton <i>Acaulospora elegans</i> Trappe & Gerd <i>Acaulospora endographis</i> B.T. Goto <i>Acaulospora excavata</i> Ingleby & C. Walker <i>Acaulospora foveata</i> Trappe & Janos <i>Acaulospora gedanensis</i> Blaszk. <i>Acaulospora herrerae</i> Furrázola, B.T. Goto, G.A. Silva, Sieverd. & Oehl <i>Acaulospora kentinensis</i> (C.G. Wu & Y.S. Liu) Kaonongbua, J.B. Morton & Bever <i>Acaulospora koskei</i> Blaszk. <i>Acaulospora lacunosa</i> J.B. Morton <i>Acaulospora laevis</i> Gerd. & Trappe <i>Acaulospora longula</i> Spain & N.C. Schenck <i>Acaulospora mellea</i> Spain & N.C. Schenck <i>Acaulospora minuta</i> Oehl, Tchabi, Hount., Palenz., Sánchez-Castro & G.A. Silva <i>Acaulospora morrowiae</i> Spain & N.C. Schenck <i>Acaulospora nivalis</i> Oehl, Palenz., Sánchez, Silva & Sieverd <i>Acaulospora paulinae</i> Blaszk. <i>Acaulospora polonica</i> Blaszk. <i>Acaulospora reducta</i> Oehl, B.T. Goto & C.M.R. Pereira <i>Acaulospora rehmi</i> Sieverd. & S. Toro

	<i>Acaulospora rugosa</i> J.B. Morton
	<i>Acaulospora scrobiculata</i> Trappe
	<i>Acaulospora sieverdingii</i> Oehl, Sýkorová, Blaszk. & G.A. Silva
	<i>Acaulospora spinosa</i> Walker & Trappe
	<i>Acaulospora spinosissima</i> Oehl, Palenz., Sánchez-Castro, Tchabi, Hount. & G. A. Silva
	<i>Acaulospora splendida</i> Sieverd., Chaverri & I. Rojas
	<i>Acaulospora tuberculata</i> Janos & Trappe
	<i>Acaulospora walkeri</i> Kramad. & Hedger
Diversisporaceae	<i>Corymbiglomus corymbiforme</i> Blaszk. & Chwat
	<i>Corymbiglomus globiferum</i> (Koske & C. Walker) Blaszk. & Chwat
	<i>Corymbiglomus tortuosum</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Blaszk. & Chwat
	<i>Diversispora eburnea</i> (L.J. Kenn., J.C. Stutz & J.B. Morton) C. Walker & A. Schüßler
	<i>Diversispora pustulata</i> (Koske, Friesse, C. Walker & Dalpé) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.
	<i>Diversispora spurca</i> (C.M. Pfeiff., C. Walker & Bloss) C. Walker & A. Schüßler
	<i>Diversispora trimurales</i> (Koske & Halvorson) C. Walker & A. Schüßler
	<i>Diversispora versiformis</i> (P. Karst.) Oehl, G.A. Silva & Sieverd.
	<i>Entrophospora infrequens</i> (I.R. Hall) R.N. Ames & R.W. Schneid.
	<i>Redeckera fulvum</i> (Berk. & Broome) C. Walker & A. Schüßler
	<i>Cetraspora gilmorei</i> (Trappe & Gerd.) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.
	<i>Cetraspora pellucida</i> (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.
Gigasporaceae	<i>Bulbospora minima</i> Oehl, Marinho, B.T. Goto & G.A. Silva
	<i>Dentiscutata aurea</i> Oehl, C.M. Mello & G.A. Silva
	<i>Dentiscutata biornata</i> (Spain, Sieverd. & S. Toro) Sieverd., F.A. Souza & Oehl
	<i>Dentiscutata cerradensis</i> (Spain & J. Miranda) Sieverd., F.A. Souza & Oehl
	<i>Dentiscutata colliculosa</i> B.T. Goto & Oehl
	<i>Dentiscutata erythropus</i> (Koske & C. Walker) C. Walker & D. Redecker
	<i>Dentiscutata hawaiiensis</i> (Koske & Gemma) Sieverd., F.A. Souza & Oehl
	<i>Dentiscutata heterogama</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) Sieverd., F.A. Souza & Oehl
	<i>Dentiscutata nigra</i> (J. F. Redhead) Sieverd, F. A. Souza & Oehl
	<i>Dentiscutata rubra</i> (Stürmer & J.B. Morton) Oehl, F.A. Souza & Sieverd.
	<i>Dentiscutata savannicola</i> (R.A. Herrera & Ferrer) C. Walker & A. Schüßler
	<i>Dentiscutata scutata</i> (C. Walker & Dieder.) Sieverd., F.A. Souza & Oehl
	<i>Gigaspora albida</i> N.C. Schenck & G.S. Sm.
	<i>Gigaspora decipiens</i> I.R. Hall & L.K. Abbott
	<i>Gigaspora gigantea</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) Gerd. & Trappe
	<i>Gigaspora margarita</i> W.N. Becker & I.R. Hall
	<i>Gigaspora ramisporophora</i> Spain, Sieverd. & N.C. Schenck
	<i>Gigaspora rosea</i> T.H. Nicolson & N.C. Schenck
	<i>Intraornatospora intraornata</i> (B.T. Goto & Oehl) B.T. Goto, Oehl & G.A. Silva

		<i>Orbispora pernambucana</i> (Oehl, D.K. Silva, N. Freitas, L.C. Maia) Oehl, G.A. Silva & D.K. Silva <i>Orbispora projecturata</i> (Kramad. & C. Walker) Oehl, G.A. Silva & D.K. Silva <i>Paradentiscutata maritima</i> B.T. Goto, D.K. Silva, Oehl & G.A. <i>Racocetra alborosea</i> (Ferrer & R.A. Herrera) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. <i>Racocetra beninensis</i> Oehl, Tchabi & Lawouin <i>Racocetra castanea</i> (C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. <i>Racocetra coralloidea</i> (Trappe, Gerd. & I. Ho) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. <i>Racocetra fulgida</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. <i>Racocetra gregaria</i> (N.C. Schenck & T.H. Nicolson) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. <i>Racocetra persica</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. <i>Racocetra tropicana</i> Oehl, B.T. Goto & G.A. Silva <i>Racocetra verrucosa</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. <i>Racocetra weresubiae</i> (Koske & C. Walker) Oehl, F.A. Souza & Sieverd. <i>Scutellospora alterata</i> Oehl, J.S. Pontes, Palenz., Sánchez-Castro & G.A. Silva <i>Scutellospora arenicola</i> Koske & Halvorson <i>Scutellospora aurigloba</i> (I.R. Hall) C. Walker & F.E. Sanders <i>Scutellospora calospora</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & F.E. Sanders <i>Scutellospora dipurpurescens</i> J.B. Morton & Koske <i>Scutellospora pernambucana</i> Oehl, Silva, Freitas & Maia <i>Scutellospora spinosissima</i> Walker, Cuenca & Sanchez
	Pacisporaceae	<i>Pacispora boliviana</i> Sieverd. & Oehl <i>Pacispora franciscana</i> Sieverd. & Oehl <i>Pacispora robigina</i> Sieverd. & Oehl <i>Pacispora scintillans</i> (S.L. Rose & Trappe) Sieverd. & Oehl ex C. Walker, Vestberg & A. Schüssler
	Sacculosporaceae	<i>Sacculospora baltica</i> Oehl, Palenz., Sánchez-Castro, B.T. Goto, G.A. Silva & Sieverd
Glomerales	Claroideoglomeraceae	<i>Claroideoglomerus claroideum</i> (N.C. Schenck & G.S. Sm.) C. Walker & A. Schüßler <i>Claroideoglomerus drummondii</i> (Błaszk. & C. Renker) C. Walker & A. Schüßler <i>Claroideoglomerus etunicatum</i> (W.N. Becker & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler <i>Claroideoglomerus lamellosum</i> (Dalpé, Koske & Tews) C. Walker & A. Schüßler <i>Claroideoglomerus luteum</i> (L.J. Kenn., J.C. Stutz & J.B. Morton) C. Walker & A. Schüßler
	Glomeraceae	<i>Dominikia aurea</i> (Oehl & Sieverding) Błaszk, Chwat, G.A. Silva & Oehl <i>Dominikia minuta</i> (Błaszk., Tadych & Madej) Błaszk., Chwat & Kovács, <i>Funneliformis badium</i> (Oehl, D. Redecker & Sieverd.) C. Walker & A. Schüßler <i>Funneliformis caledonium</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler <i>Funneliformis geosporus</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüssler <i>Funneliformis halonatus</i> (S.L. Rose & Trappe) Oehl, G.A. Silva & Sieverd. <i>Funneliformis mosseae</i> (T.H. Nicolson & Gerd.) C. Walker & A. Schüßler

Funneliformis verruculosum (Blaszk.) C. Walker & A. Schüßler
Glomus albidum C. Walker & L.H. Rhodes
Glomus ambisporum G.S. Sm. & N.C. Schenck
Glomus atrouva McGee & Pattinson
Glomus australe (Berk.) S.M. Berch
Glomus botryoides F.M. Rothwell & Victor
Glomus brohultii R.A. Herrera, Ferrer & Sieverd
Glomus clavisporum (Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck
Glomus coremioides (Berk. & Broome) D. Redecker & J.B. Morton
Glomus diaphanum J.B. Morton & C. Walker
Glomus fuegianum (Speg.) Trappe & Gerd.
Glomus glomerulatum Sieverd
Glomus halonatum S.L. Rose & Trappe
Glomus heterosporum G.S. Sm. & N.C. Schenck
Glomus hoi S.M. Berch & Trappe
Glomus invermaium I.R. Hall
Glomus lacteum S.L. Rose & Trappe
Glomus macrocarpum Tul. & C. Tul.
Glomus magnicaule I.R. Hall
Glomus microcarpum Tul. & C. Tul.
Glomus multicaule Gerd. & B.K. Bakshi
Glomus multisubstensum Mukerji, Bhattacharjee & J.P. Tewari
Glomus nanolumen Koske & Gemma
Glomus pachycaule (C.G. Wu & Z.C. Chen) Sieverd. & Oehl
Glomus pallidum I.R. Hall
Glomus pansihalos S.M. Berch & Koske
Glomus rubiforme (Gerd. & Trappe) R.T. Almeida & N.C. Schenck
Glomus sinuosum (Gerd. & B.K. Bakshi) R.T. Almeida & N.C. Schenck
Glomus spinosum H.T. Hu
Glomus spinuliferum Sieverd. & Oehl
Glomus taiwanense (C.G. Wu & Z.C. Chen) R.T. Almeida & N.C. Schenck ex Y.J. Yao
Glomus tenebrosum (Thaxt.) S.M. Berch
Glomus truffemii B.T. Goto, G.A. Silva & F. Oehl
Glomus versiforme (P. Karst.) S.M. Berch
Glomus vesiculiferum (Thaxt.) Gerd. & Trappe
Rhizoglomus aggregatum (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Sieverd., G.A. Silva & Oehl
Rhizoglomus arabicum (Blaszk., Symanczik & Al-Yahya'ei) Sieverd., G.A. Silva & Oehl
Rhizoglomus clarum (T.H. Nicolson & N.C. Schenck) Sieverd., G.A. Silva & Oehl
Rhizoglomus fasciculatum (Thaxter) Sieverd., G.A. Silva & Oehl
Rhizoglomus intraradices (N.C. Schenck & G.S. Sm.) Sieverd., G.A. Silva & Oehl
Rhizoglomus irregulare (Blaszk., Wubet, Renker & Buscot) Sieverd., G.A. Silva & Oehl
Rhizoglomus microaggregatum (Koske, Gemma & P.D. Olexia) Sieverd., G.A. Silva & Oehl

		<i>Rhizogloium natalense</i> (Błaszcz., Chwat & B.T. Goto) Sieverd., G.A. Silva & Oehl
		<i>Sclerocystis sinuosa</i> (Gerd. & B.K. Bakshi) R.T. Almeida & N.C. Schenck
		<i>Septogloium constrictum</i> (Trappe) Sieverd., G.A. Silva & Oehl
		<i>Septogloium deserticola</i> (Trappe, Bloss & J.A. Menge) G.A. Silva, Oehl & Sieverd.
		<i>Septogloium furcatum</i> Błaszcz., Chwat & Kovács, Ryszka
		<i>Septogloium titan</i> B.T. Goto & G.A. Silva
		<i>Septogloium viscosum</i> (T.H. Nicolson) C. Walker, D. Redecker, D. Stiller & A. Schüßler
Paraglomerales	Paraglomeraceae	<i>Paragloium brasilianum</i> (Spain & J. Miranda) J.B. Morton & D. Redecker
		<i>Paragloium occultum</i> (C. Walker) J.B. Morton & D. Redecker
		<i>Paragloium pernambucanum</i> Oehl, C.M. Mello, Magna & G.A. Silva,

Fontes: Araujo et al. (2007), Assis et al. (2016), Bini et al. (2017), Bonfim et al. (2013; 2016), Breuninger et al. (2000), Camara et al. (2016), Caproni et al. (2005), Carneiro et al. (2012), Carrenho e Gomes (2011), Carrenho et al. (1998), Carvalho et al. (2012), Cavallazzi et al. (2007), Cordoba et al. (2001), Coutinho et al. (2015), Dantas et al. (2015); Fernandes et al., (2016), Focchi et al. (20), Freitas et al. (2014), Gomes e Trufem et al. (1998), Gomide et al., (2014), Jobim e Goto et al. (2016), Lammel et al. (2015), Leal et al. (2009; 2013; 2016), Medina et al (2018), Mello et al (2006; 2012); Mergulhão et al. (2009; 2010), Moreira et al. (2007; 2009; 2015; 2016), Moreira-Souza et al. (2003), Pagano e Scotti (2008), Pagano et al. (2009; 2013), Pereira et al. (2014; 2018), Pontes et al. (2017a; 2017b), Purin et al. (2016); Santos; Carrenho et al. (2011), Santos et al. (2013; 2018); Schneider et al. (2013; 2016); Silva et al. (2007; 2009; 2012; 2014a; 2014b; 2015a; 2015b; 2016; 2017a; 2017b), Sousa et al. (2013; 2014; 2017), Souza et al. (2003; 2010; 2013; 2016), Stürmer e Siqueira (2011); Stürmer et al. (2006; 2013), Teixeira et al. (2017), Teixeira-Rios et al. (2013; 2018), Trindade et al. (2006), Vasconcellos et al. (2016), Vieira et al. (2017), Zandavalli et al. (2008), Zangaro et al. (2013).